



Groupe ISA
48 boulevard Vauban
59 046 LILLE Cedex



CIRAD
Avenue Agropolis
34398 Montpellier Cedex 5

***Interactions hôte-pathogènes chez
l'ananas (Ananas comosus (L.) Merr.) :
Adaptation de deux méthodes d'étude des
impacts des populations de ravageurs
(symphytes, nématodes) sur le système
racinaire***

Mémoire de fin d'étude en vue de l'obtention du diplôme
d'ingénieur agronome

Maître de stage : Alain Soler

Professeur tuteur : Patrice Halama

TABLE DES MATIERES

Introduction

Cadre de l'étude

| | | |
|---|--|---|
| 1 | Le CIRAD : la recherche agronomique pour le développement..... | 2 |
| 2 | Nouveaux enjeux des systèmes de culture d'ananas en Martinique | 3 |
| 3 | Mise en place d'un système innovant..... | 4 |

Contexte et problématique

| | | |
|---|---|----|
| 1 | Éléments agronomiques et économiques de la culture d'ananas | 6 |
| 2 | Contexte pédoclimatique et agronomique de la culture d'ananas en Martinique | 12 |
| | Problématique..... | 17 |
| 3 | Etude <i>in situ</i> du système racinaire d'ananas..... | 17 |

Matériels et méthodes

| | | |
|---|--|----|
| 1 | Modélisation de la structure racinaire d' <i>Ananas comosus</i> et caractérisation des impacts dus aux bioagresseurs telluriques | 24 |
| 2 | Culture d' <i>Ananas comosus</i> (L.) Merr sur couche mince de sol : système de rhizobox..... | 35 |

Résultats

| | | |
|---|--|----|
| 1 | Méthode d'étude des ravageurs en milieu réel : mise en place d'un modèle de développement du système racinaire | 40 |
| 2 | Méthode d'étude des ravageurs en milieu contrôle : rhizobox..... | 56 |

Discussion

| | | |
|---|---|----|
| 1 | Extraction racinaire et modèle..... | 62 |
| 2 | Cartographies via Racine ² (CIRAD) | 64 |
| 3 | Rhizobox..... | 66 |

Bibliographie

RESUME

Résumé :

Le système innovant de culture d'ananas, en rotation avec les crotalaires, est testé par le CIRAD afin de trouver une alternative à l'usage des pesticides. Les crotalaires ont en effet des propriétés assainissantes et limitent le développement des parasites telluriques, symphytes et nématodes, importants ravageurs des cultures d'ananas en Martinique. Les populations de type agrégé de ces ravageurs sont réparties de façon très hétérogène sur les parcelles. L'étude de la dynamique des ravageurs se fait de manière indirecte, par l'observation des symptômes des parties aériennes de la plantes (non spécifiques) ou par la mise en place d'échantillonnages périodiques. Le but de cette étude est d'observer les interactions plante-pathogènes directement sur le système racinaire de l'ananas. Pour cela, deux méthodes d'étude sont adaptées à l'ananas. La première méthode, en milieu réel, consiste à comparer, sur des plants infestés ou non, le nombre d'impacts de racines sur une grille placée sur un profil cultural. Un modèle de développement du système racinaire est proposé sous forme d'une équation simplifiée, afin de relier la densité racinaire (RLD) au nombre d'impacts sur le profil (Ni). Pour l'ensemble des racines (grosses et fines), on obtient $RLD = 4,40 \cdot Ni$. Grâce au logiciel Racine² (CIRAD), ce modèle permet par exemple d'obtenir la densité racinaire et le taux d'exploration des racines, également proposés sous forme de cartographies. Cet outils se révèle très « parlant », tant pour estimer l'importance des dégâts des ravageurs que pour la diffusion des résultats et de techniques chez les producteurs. La seconde méthode d'étude consiste, en conditions contrôlées, à utiliser des rhizobox ou « culture sur couche mince », entre deux plaques de verre. Ce système a pour but une observation dynamique du développement du système racinaire et des impacts des ravageurs. Ces deux méthodes complémentaires permettent donc de mieux appréhender les interactions plante-pathogènes afin d'en améliorer les connaissances et de proposer des solutions de lutte adaptées et durables aux producteurs.

Mots clés : système racinaire, ravageurs telluriques, profils racinaires, rhizobox, isotropie

REMERCIEMENTS

En premier lieu, je tiens à remercier l'équipe qui m'a accueillie et a permis la réalisation de ce stage au CIRAD Martinique, à savoir mon maître de stage Alain Soler mais également Paul-Alex Marie Alphonsine pour ses idées et son soutien, ainsi que Rémi Ascencio et Aimé Thalmensy qui m'ont aidé à réaliser le travail sur le terrain.

Un grand merci à Jean-Louis Chopart pour son aide précieuse, sa disponibilité et son enthousiasme sans lesquels je n'aurais certainement pas pu autant avancer dans le projet.

Merci également à Serge Marie-Luce pour son soutien et ses conseils.

Enfin, pensée toute particulière pour ma collègue, colocataire et copropriétaire Marion Cuesta, avec qui j'ai partagé ces six mois et surtout grâce à qui je garderai de si bons souvenirs de la Martinique.

NB : A bénéficié de la formation CIRAD , Racin'Situ

INTRODUCTION

« *Le Roy des Fruits*

Il est le plus beau et le meilleur de tous ceux qui sont sur terre. C'est, sans doute, pour cette raison que le Roy des Roys lui a mis une couronne sur la teste, qui est comme une marque essentielle de sa royauté, puisque à la cheute du Père il produit un jeune Roy qui lui succède en toutes admirables qualitez. » R.P. Dutertre

L'ananas est un fruit en effet savoureux cultivé dans les Antilles. En Martinique, bien que la production soit en déclin ces dernières années, elle reste traditionnelle et représente un facteur de diversification agricole face aux productions de cannes à sucre et de bananes. Soumise à une forte pression phytosanitaire, la filière ananas doit s'adapter aux nouvelles normes environnementales et trouver des alternatives à l'usage des pesticides pour une production durable. Le CIRAD développe des systèmes innovants sans pesticide, intégrant des plantes de services. Leur statut de plantes non hôtes et leurs propriétés allélopathiques leur confèrent un effet assainissant contribuant à une lutte biologique contre les ravageurs telluriques (symphytes et nématodes), qui ont un fort impact sur le rendement (30 à 40%).

Le système racinaire de l'ananas est relativement fragile mais reste essentiel au développement de la plante. La compréhension de son fonctionnement et de son développement est nécessaire à l'amélioration des itinéraires culturaux mais fait souvent appel à des méthodes d'étude destructrices. L'observation du système racinaire permet de connaître le positionnement des racines, le volume de sol potentiellement exploré, la vigueur et la profondeur de l'enracinement mais également l'impact de différents facteurs et contraintes sur ces caractéristiques. Symphytes et nématodes sont des bioagresseurs telluriques de l'ananas, qui impactent directement les racines. Les symptômes de leurs attaques, visibles sur les parties aériennes, ne sont pas caractéristiques. Une déficience hydrique ou une carence en nutriments peuvent provoquer des symptômes similaires. La mesure de la dynamique de ces populations de pathogènes permet une lutte ciblée dans le temps. L'observation de leurs impacts sur le développement racinaire serait un complément certain au diagnostic de l'agronome (partie du système racinaire attaquée, réponse de la plante...).

Cette étude des interactions hôte-pathogènes vise à adapter des méthodes d'études du système racinaire chez l'ananas (*Ananas comosus* (L.) Merr.), pour comprendre en quoi les populations de bioagresseurs telluriques (symphytes, nématodes) modifient son développement.

Dans un premier temps, des rappels bibliographiques présenteront les caractéristiques d'*Ananas comosus*, le contexte dans lequel s'effectue la production en Martinique puis les méthodes d'étude du système racinaire existantes. Une seconde partie apportera des éléments de précision sur les méthodes d'études employées : les profils d'impacts racinaires avec une modélisation du développement racinaire et le système de rhizobox. Enfin, une présentation et analyse des résultats tentera de répondre à la problématique énoncée tandis qu'une discussion reviendra sur les limites de l'étude et les possibilités de poursuite.

CADRE DE L'ETUDE

1 Le CIRAD : la recherche agronomique pour le développement

Le Centre de coopération internationale en recherche agronomique pour le développement (CIRAD) répond aux enjeux internationaux de l'agriculture et du développement en matière de recherche. En tant qu'établissement public à caractère industriel et commercial, le CIRAD est placé sous la tutelle du Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche ainsi que du ministère des Affaires Etrangères et Européennes. Les missions portent sur des domaines diversifiés répartis en six thématiques stratégiques (CIRAD, 2013):

- Intensification écologique
- Biomasse énergie et sociétés du Sud
- Alimentation sûre et diversifiée
- Santé animale, maladies émergentes
- Politiques publiques, pauvreté et inégalités
- Agriculture, environnement, nature et sociétés

Le CIRAD est présent mondialement avec des projets en collaboration dans 90 pays répartis dans les 12 directions régionales. Il possède également des centres aux Antilles Guyane, dont la Martinique où l'antenne fait partie du Campus Agro-environnemental Caraïbe comprenant également l'IRD, l'Irstea et depuis récemment l'Université Antilles-Guyane, formant ainsi un Groupement d'Intérêt Scientifique (GIS). Soixante-trois chercheurs y sont présents et travaillent sur des thématiques liées à l'innovation variétale, à la conception de systèmes de culture innovants à faibles impacts environnementaux et à l'intégration des innovations agronomiques pour une gestion cohérente des territoires.

L'unité de recherche systèmes de culture bananiers, ananas et plantains est implantée en Guadeloupe et Martinique. Elle réunit agronomes, spécialistes de la défense des cultures, écologues, écophysiologistes et économistes pour développer des itinéraires techniques innovants plus respectueux de l'environnement répondant aux besoins des agriculteurs.

2 Nouveaux enjeux des systèmes de culture d'ananas en Martinique

La culture d'ananas est aujourd'hui, en Martinique, largement devancée par celles de banane et canne à sucre car sources de revenus à l'exportation. Mais cette focalisation du secteur agricole constitue un risque de vulnérabilité dans un contexte de mutation réglementaire et de fortes fluctuations des prix mondiaux. Ainsi, cette instabilité conduit à une remise en question de la stratégie de développement, tant en matière de gestion de l'espace agricole que de diversification afin d'apporter une valeur ajoutée aux produits martiniquais (FEADER, 2007).

Le Fond Européen Agricole pour le Développement Rural (FEADER), créé en janvier 2007, ainsi que les états généraux de 2009 du Conseil Interministériel d'Outre-Mer (CIOM) orientent le développement vers un renforcement des mesures de développement durable. Diversification des productions agricoles et réduction de l'usage des produits phytosanitaires sont donc mis en avant, comme expliqué dans l'extrait du rapport ci-dessous :

« L'évolution des secteurs de diversification végétale et animale devrait être favorisée par plusieurs facteurs :

[...] La recherche, innovation et expérimentation : la recherche agronomique s'oriente vers la diversification et la différenciation (nouvelles variétés), la mise au point de systèmes de productions dits alternatifs, notamment en matière d'usage des pesticides. Néanmoins les acteurs soulignent la nécessité de renforcer les liens entre la recherche et « le terrain », notamment par le biais de programmes d'expérimentation. Les dispositifs de la mesure 111 (formation, appui technique, diffusion des innovations techniques) avec notamment l'appui affirmé pour une expérimentation portant sur des thèmes innovants ayant pour objectif la diffusion des résultats et des conseils auprès des agriculteurs devront développer les activités de diversification. » (FEADER, 2007, p. 20)

De même, les états généraux de 2009 du Conseil Interministériel d'Outre-Mer (CIOM) orientent le développement vers un renforcement des mesures de développement durable.

« 'Etre acteur d'un développement endogène et durable'

Prolongement logique des principes d'identité et de responsabilité, cette aspiration revêt une double dimension: d'une part, elle traduit la volonté locale de jouer un rôle actif dans un processus de revitalisation économique perçu comme capital et urgent ; d'autre part, elle exprime la qualité d'un développement conçu comme endogène et durable. Par là-même, il s'agit de favoriser une formule de développement susceptible de réduire l'extrême dépendance économique des outre-mer tout en répondant au défi de concilier la protection et la mise en valeur de l'environnement. » (CIOM, 2009, p. 40)

Ainsi, dans une stratégie globale au niveau européen et suite au Grenelle de l'environnement, le plan Ecophyto a été mis en place, afin de réduire de moitié l'utilisation de pesticides en agriculture pour l'horizon 2018. A cette occasion, les Chambres d'Agriculture ont mis en place sur l'ensemble des départements français un réseau nommé DEPHY (réseau de Démonstration, Expérimentation et Productions de référence sur les systèmes économes en produits phytosanitaires), qui consiste à

réunir des agriculteurs innovants afin de valoriser les bonnes pratiques pour une agriculture durable. La Martinique dispose de son propre réseau DEPHY et du réseau nommé RITA (Réseau d'Innovation Techniques Agricoles) proposé par le ministère de l'agriculture en 2011 et dont la mise en place dans les DOM est appuyée par le CIRAD.

C'est dans le contexte du plan Ecophyto que les pesticides et nématicides en culture d'ananas ont été retirés du marché français. En effet, les produits contenant des substances actives telles que le parathion-méthyl, l'ethoprophos (nématocide dont le nom commercial était MOCAP 10G), le cadusaphos (nom commercial : RUGBY 10G) ont été interdits à la vente et considérés comme non homologués à partir de janvier 2007 (e-phy.agriculture.gouv). Ces produits étaient alors couramment utilisés dans les plantations d'ananas auparavant, essentiellement pour lutter contre les nématodes et symphytes.

La mise en œuvre d'une lutte alternative contre les bioagresseurs par d'autres moyens que la lutte chimique, comme l'utilisation de plantes de services dans le cadre de l'intensification écologique, représente un enjeu considérable pour la durabilité des systèmes de culture d'ananas.

3 Mise en place d'un système innovant

Dans ce contexte, le CIRAD, en partenariat avec l'Institut Technique IT2 a mis en place un système innovant de culture d'ananas sans pesticide, intégrant des crotalaires en rotation avec l'ananas. Le but de ce système est une maîtrise des bioagresseurs tels que les symphytes et nématodes grâce à l'effet assainissant des crotalaires (plante non hôte) et à leurs propriétés allélopathiques. Ce système permet ainsi aux défenses naturelles de la plante dont les résistances systémiques d'exprimer plus facilement leur potentiel. La diminution du recours aux intrants répond ainsi aux nouvelles normes et peut offrir de nouvelles opportunités de développement de la filière.

Le projet repose sur quatre hypothèses principales :

- Réduction de l'inoculum des pathogènes en utilisant des cultures non hôtes en rotation ;
- Sélection de variétés capables de développer des résistances systémiques et d'adapter leur métabolisme aux changements environnementaux ;
- Combiner de la tolérance des cultures aux stress abiotiques et simultanément aux pathogènes ;
- Induction de la résistance systémique induite face aux pathogènes via des endophytes localisés.

L'étude menée durant le stage contribue à l'avancement de la première hypothèse en s'intéressant à la dynamique des populations de bioagresseurs et à leurs impacts sur le système racinaire de l'ananas.

Afin de maîtriser les bioagresseurs, il est nécessaire de savoir mesurer efficacement leur niveau d'infestation et de connaître les dégâts engendrés sur les cultures. Une méthode d'estimation de l'infestation de symphytes, « bait and trap », a déjà été mise au point par Soler et al. (2011) mais ne

fait pas le lien entre la présence des ravageurs et les dégâts constatés sur le système racinaire. La mise en place d'un modèle de développement du système racinaire en conditions réelles permettrait d'avoir une référence représentative d'une croissance « saine » c'est-à-dire dans un milieu dépourvu de ravageurs. Ce modèle de référence permettrait ensuite de comparer les plants de parcelles supposées infestées pour mesurer l'impact des dégâts sur les cultures, par le biais d'un profil cultural. Le système « bait and trap » permet une évaluation globale de l'état sanitaire de la parcelle et de la répartition spatiale des populations. Le modèle permettrait d'étudier plus précisément les impacts au niveau d'un plant voire même de la partie endommagée de son système racinaire si l'attaque n'est pas homogène. A terme un lien serait possible entre le comportement du plant, l'importance de l'attaque et son impact direct sur le rendement.

Dans un second temps, la mise au point d'un système d'observation *in situ* du développement racinaire permettrait le suivi de la dynamique des populations de bioagresseurs interagissant directement avec les racines. Une comparaison entre les attaques de symphytes et nématodes et les dégâts respectifs qu'ils engendrent sur le plant est alors possible. Ce système complète les observations précédentes avec une analyse de l'évolution de l'attaque et la réaction simultanée de la plante, notamment au niveau racinaire. Les dommages de la plante dus aux ravageurs étaient jusque-là observés indirectement, par l'état sanitaire global.

L'expérience réalisée en milieu contrôlé modifie le développement normal de la plante par rapport aux conditions réelles mais permet tout de même d'avoir des informations sur la dynamique de croissance racinaire et la structure globale (type racines, ramification etc), pouvant être comparée avec le modèle de référence réalisé en plein champ. L'observation de la croissance *in situ* ouvre enfin sur de nouvelles investigations liées à la résistance systémique de la plante qui contribueraient à apporter des éléments de réponses à la dernière hypothèse. Par exemple, les rhizobox pourraient permettre d'étudier quelles sont les réactions directes de la plante (exsudats racinaires, modifications physiologiques internes...) face à une attaque.

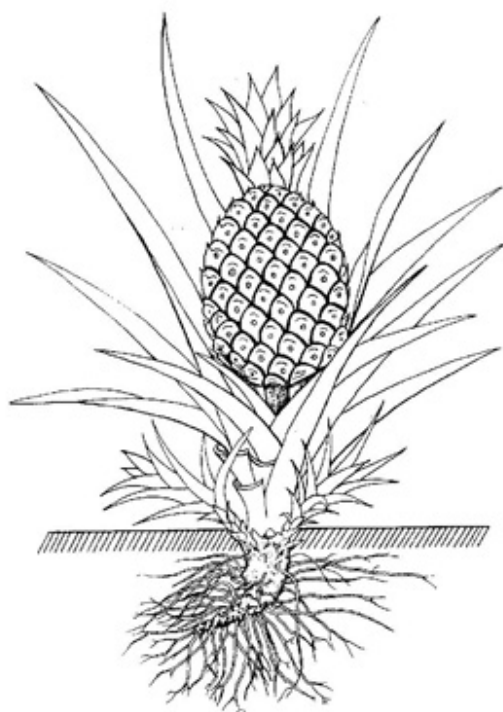
CONTEXTE ET PROBLEMATIQUE

1 Eléments agronomiques et économiques de la culture d'ananas

1.1 Adaptation génétique de la plante au milieu

1.1.1 Origine de la plante

Ananas comosus (L.) Merr.



L'ananas est une monocotylédone herbacée pérenne autostérile, de la famille des Broméliacées et originaire d'Amérique du Sud. Sa distribution à l'état spontané est assez large, allant des sols pauvres et secs du cerrados brésilien (*A. ananassoïdes*) à l'ambiance plus ombragée des forêts (*A. bracteatus*). Son nom proviendrait des tribus Tupi-Guaranis : « a » signifiant fruit et « nana » savoureux (C. Py, 1984).

La famille des Broméliacées à laquelle appartient l'ananas se caractérise par une adaptation au xérophytisme se traduisant par :

- La limitation des pertes en eau par un appareil stomatique adapté ;
- La récupération maximale des faibles précipitations grâce à une disposition en rosette (Figure 1) ;
- L'absorption foliaire de l'eau et des éléments minéraux ;
- La fragilité relative du système racinaire.

Figure 1 : Schéma d'un plant adulte d'ananas dont le fruit est formé

Source : Société française d'ethnopharmacologie, <http://www.ethnopharmacologia.org>

1.1.2 Anatomie de la plante : adaptation aux conditions environnantes

1.1.2.1 OPTIMISATION DE LA CIRCULATION PAR LA TIGE

L'ananas possède une tige courte et trapue en forme de massue, d'une longueur maximale de 35 centimètre pour un diamètre de 2 à 3,5 centimètres (cm) à sa base et 5,5 à 7 cm au-dessous de l'apex. La tige se décompose en deux parties : écorce et cylindre central, dont la limite est marquée par un tissu vasculaire typique des Broméliacées, produit par le méristème. Il est formé d'un réseau très anastomosé de tissu vasculaire dominé par le xylème et dont sont issues les racines adventives.

Ce système complexe et interconnecté permet l'alimentation des feuilles. Sa forte subérisation explique la résistance de la plante lors des interventions mécaniques sur une parcelle puis sa difficulté de dégradation par les microorganismes après enfouissement.

1.1.2.2 CARACTERISTIQUES FOLIAIRES ET EFFICIENCE HYDRIQUE

Le nombre de feuilles d'un plant adulte varie de 70 à 80, toutes lancéolées et allongées, d'une longueur maximale de 100 cm et d'une largeur de 7 cm. Leur disposition en rosette se fait suivant une phyllotaxie 5/13.

L'abondance des épines varie selon la variété et se situent généralement à la pointe des feuilles.

La coloration du feuillage varie selon les conditions extérieures : climat, nutrition... allant du jaune pâle au bleu-vert foncé. Le taux d'anthocyanes présent dans l'épiderme de la face supérieure varie selon la variété et influence lui aussi la coloration. Par exemple, lors d'une carence hydrique ou d'une déficience du système racinaire, elles prendront une teinte jaune rouge. La coloration renseigne donc sur l'état sanitaire de la plante et peut être un indicateur non spécifique de la présence de ravageurs.

La configuration du système foliaire et son fonctionnement interne résultent d'une adaptation au xérophitisme. Le métabolisme carboné est en effet réalisé par voie crassuléenne. C'est donc une plante en CAM (Crassulean Acid Metabolism) d'où une ouverture stomatique nocturne permettant une bonne efficacité du métabolisme hydrique.

L'imbrication des feuilles autour de la tige se fait de façon à créer de petits réservoirs recueillant l'eau jusqu'à un volume de 50 millilitres (mL) sur l'ensemble d'un plant adulte. La solution recueillie peut ainsi être absorbée par les racines adventives à la base des vieilles feuilles ou directement par l'épiderme de la zone non chlorophyllienne de la feuille (Krauss, 1948).

1.1.2.3 UN SYSTEME RACINAIRE FRAGILE

La principale fonction du système racinaire est l'ancrage, bien qu'il contribue largement à l'absorption et à la diffusion de l'eau et des éléments minéraux dans la plante. Il peut descendre jusqu'à deux mètres de profondeur mais ne dépasse généralement pas 85 cm (Py & J.J. Lacoëuilhe, 1984). Le caractère superficiel s'explique généralement plus par une forte sensibilité au milieu que par un quelconque géotropisme. Les racines les plus anciennes sont les plus basses et se ramifient afin de former le système racinaire souterrain. Les racines jeunes en revanche émergent de la tige entre les feuilles vivantes et s'enroulent autour de la tige sans se ramifier ni dépasser une longueur de 10 cm (Krauss, 1948 dans C. Py et al., 1984).

Après plantation du rejet, les racines connaissent deux phases de développement :

- 1^{ère} phase : d'une durée de deux mois, celle-ci est particulièrement intense car double le nombre d'émission racinaire par rapport au taux lors de la plantation. L'étude de Ricaud et Hainnaux (1978) montre le passage de 30 racines à 70 deux mois après. C'est l'expression d'un potentiel d'émission du rejet, lié aux conditions du milieu (humidité du sol, autour du pivot...) (Ricaud, 1978). La forte influence de la pluviométrie et de l'humidité sont à prendre en compte lors de la mise en place d'expérience en milieu contrôlé ;
- 2^{ème} phase : débute environ cinq mois après plantation et est plus ou moins longue selon les conditions climatiques. Peu d'émissions racinaires sont observées.

Le poids du plant mis en terre et le nombre de racines émises sont corrélés. La croissance de celles-ci dépend ensuite fortement des caractères physiques et biologiques des milieux où elles se développent. Une étude de Bonzon (1969) sur les observations préliminaires sur la croissance et le développement racinaire d'*Ananas comosus* montre que la croissance racinaire est ainsi estimée à 4,4 cm par semaine en moyenne, allant jusqu'à 6,7 cm maximum.

1.1.3 *Système reproductif : combinaison de deux stratégies*

Le système reproductif de l'ananas combine non seulement une reproduction végétative dominante mais également une reproduction sexuelle allogame qui, bien que moins fréquente, est responsable de la variation génétique. L'allogamie des ananas, de même que l'hétérozygotie qui en découle, résulte de l'existence d'une auto-incompatibilité et d'une pollinisation par les colibris.

1.1.3.1 REPRODUCTION VEGETATIVE : ASSURER LES GENERATIONS SUCCESSIVES

Après la production du fruit à partir du bourgeon terminal, différentes parties de la plante contribuent à la reproduction végétative en poursuivant leur développement au sol, formant de nouveaux plants et permettant la multiplication par une succession de « générations végétatives ». En système de culture, les rejets sont récupérés et implantés dans une autre parcelle. Du type de rejet dépendra la vigueur et la rapidité de croissance du plant d'ananas suivant. On distingue :

- La couronne : elle a pour particularité une tige ramassée et des feuilles courtes et nombreuses (jusqu'à 150). C'est le seul rejet provenant du méristème terminal et non des bourgeons axillaires (aisselle de chaque organe foliaire) ;
- Les rejets ou cayeux qui prennent naissance dans la tige en générale, parfois même dans la partie souterraine (ground suckers) ;
- Le hapa, se différenciant par son insertion très haute, dans la zone de transition entre la tige et le pédoncule ;
- La bulbille ou « slip » qui se développe à l'aisselle des bractées, insérées plus ou moins haut sur le pédoncule. Leur tige et leurs feuilles sont plus courtes, et leur rosette plus élargie que les cayeux.

1.1.3.2 REPRODUCTION SEXUEE : ASSURER LA DIVERSITE GENETIQUE

A l'initiation, naturelle ou induite du stade reproductif, les nouvelles feuilles cessent de se développer. Les bractées sont les premières à se former, alors que la première fleur n'apparaît que 30 à 40 jours après induction (chez le cultivar Cayenne lisse). La tige porte le méristème apical à partir duquel se développe l'inflorescence, constituée par une grappe soudée pouvant comprendre plus d'une centaine de fleurs individuelles sessiles disposées en huit spirales autour de l'axe formé par le prolongement du pédoncule. Cette inflorescence se prolonge durant 15 jours et constitue le stage « red heart » dû à la couleur rouge des bractées produites à la base du pédoncule et généralement plus courtes, fines et plus rouges que les feuilles ordinaires (D.P. Bartholomew, 2003). Le fruit dont le développement parthénocarpique ne nécessite pas de fécondation, est formé par la fusion de tous les fruits individuels issus de ces fleurs. C'est ainsi un syncarpe dont le poids et le nombre varient selon la variété.

1.1.4 Amélioration génétique : différents cultivars pour répondre aux demandes mondiales

L'ananas est une plante à multiplication asexuée, très hétérozygote. Les chromosomes petits et sphériques d'*A. comosus* sont au nombre de 50 ($n=25$). Quelques cultivars triploïdes et tétraploïdes sont connus (Cabezona, James Queen...) mais ne donnent pas de résultats très satisfaisants.

Ananas comosus var. *ananassoides* et *Ananas comosus* var. *paraguayensis* sont les principaux réservoirs de diversification génétique car considérés comme les plus résistants à la sécheresse. Les principaux cultivars sont ainsi le « Smooth Cayenne » ou « Cayenne lisse ». La chair est pâle, jaune, tendre et juteuse mais avec une acidité et un taux de Brix variant de manière importante (13 à 19° Brix) selon les conditions environnementales (Bartholomew & Swete Kely, 1993).

Le cycle de production du « Smooth Cayenne » est relativement long, notamment en cas de climat plus froid. Cette variété est sensible à de nombreux ravageurs (mites, symphytes, nématodes...) et maladies (wilt, fusariose...) ainsi qu'au brunissement interne. Cependant, il est considéré comme tolérant au phytophthora et à la chute de fruits provoquée par *Erwinia chrysanthemi* (Bartholomew & Swete Kely, 1993).

« Singapore Spanish » est le second en importance pour la conserverie. Cultivé en Asie du Sud, notamment en Malaisie, pour sa capacité d'adaptation aux sols riches en tourbes et pour sa chair jaune dorée. Sa teneur en sucres et acidité est faible (10 à 12° Brix) et le goût assez pauvre. En revanche, son jus est idéal en termes de qualité et de couleur. Il s'adapte aux sols à pH élevé, ce qui explique probablement sa tolérance à phytophthora qui se développe dans les mêmes conditions. Il est également sensible à la chute de fruits et aux nématodes (D.P. Bartholomew, 2003).

Le cultivar « Queen » est largement distribué mais se cultive plus précisément dans l'hémisphère sud, Afrique du Sud et Australie pour le marché des fruits frais.

Sont également présents les cultivars « Red Spanish » (Venezuela et Caraïbes) peu acide et très résistant aux températures élevées, le « Pérola » majoritaire sur le marché frais. D'autres cultivars existent, propres à certaines zones géographiques et adaptés aux conditions locales. A noté le récent développement au Costa Rica de l'hybride MD2 créé par Del Monte Fresh Produce Hawai Inc. pour le marché frais. La pulpe jaune claire est sucrée, compacte et fibreuse, avec des teneurs élevées en sucre (15 à 17°Brix) et en acide ascorbique lui donnent une « saveur tropical ». Le cœur est tendre plus fin et plus agréable à déguster que celui du Cayenne Lisse. Il est dit plus productif que celui-ci, bien que plus sensible à phytophthora (Bartholomew & Swete Kely, 1993, p. 39).

Ces différents cultivars permettent à la production de s'adapter au mieux à la demande du marché mais également aux conditions de culture, afin d'optimiser la qualité du fruit.

1.2 Etats des lieux des productions mondiale et martiniquaise

1.2.1 Production à l'échelle mondiale : un besoin de revalorisation

L'ananas est de loin la plante de plus grande importance économique de la famille des Broméliacées. Seules une dizaine de variétés sur les 1000 existantes sont cultivées à des fins commerciales dont le Cayenne lisse, le Queen, le Victoria, le MD2... qui représentent au total 20% de la production mondiale de fruits tropicaux, soit 19,4 millions de tonnes en 2010. Les principaux pays producteurs sont le Brésil, les Philippines et le Costa Rica avec chacun détenant environ 12% du marché mondial (FAO STAT 2010). Les principaux pays exportateurs sont ceux d'Amérique Latine, qui détiennent 84% du marché mondial, alors que les pays importateurs sont principalement les Etats-Unis et l'Union européenne (40% du marché). La production globale de fruits se décline ensuite en différents produits consommés : jus concentré, jus simple, ananas frais et conserves. Le jus concentré représente le principal produit fini importé (3,4 millions de tonnes) (CIRAD, Fruitrop, 2012).

Le Costa Rica, avec sa variété MD2 ou Sweet, s'est particulièrement distingué pour la production de fruits frais qui domine actuellement les marchés américains et européens.

Cependant, le marché mondial de l'ananas dresse un tableau plutôt sombre sur les dernières années : baisse de la demande (notamment pour le fruit en conserve), effet du taux de change, hausse du prix du baril de pétrole, changement climatique... font que la production ne cesse de chuter. La Thaïlande est un exemple marquant de ce déclin, en passant de 2,8 à 1,9 millions de tonnes produites entre 2007 et 2010. La concurrence entre pays asiatiques et entre autres spéculations, la baisse de compétitivité, le manque d'attractivité du secteur primaire pour la population active sont autant de facteurs qui s'ajoutent aux précédents et expliquent ces chiffres (CIRAD, Fruitrop, 2012).

Les enjeux sont maintenant de revaloriser cette filière tant par la qualité des produits que par la baisse des coûts de production. Des essais tels que la vente d'ananas sans couronne sont mis en place, avec pour l'instant un faible entrain des consommateurs.

1.2.2 Marché et production à l'échelle des DOM

Au niveau des DOM (Départements d'Outre-Mer), l'ananas est cultivé sur une superficie de 1 100 hectares dont 138 en Martinique soit une production de 2 600 tonnes (Agreste, 2009). Il y est majoritairement destiné à la consommation locale et reste entre les mains de petits producteurs dont la surface n'excède pas 10 hectares. La production, à l'image de la tendance mondiale, est en décroissance depuis une dizaine d'années : de 255 hectares en 2004, la superficie est passée à 176 hectares en 2006, d'autant que la superficie réelle en production n'est que de 93 hectares. Cela s'explique notamment par la fermeture de la seule usine de transformation en jus et conserverie (SOCOMOR) en 2006.

Bien que cette culture ne représente plus maintenant qu'une faible superficie, elle reste culturellement importante et caractéristique des DOM. Elle concerne actuellement une cinquantaine d'exploitations en Martinique (350 emplois directs et 150 emplois induits) (Agreste, 2010). La

production se concentre sur 4 communes du Nord de l'île dont la situation au sein des exploitations devient préoccupante (FEADER, 2007).

1.3 Etapes de développement et exigences nutritionnelles de la culture

1.3.1 Caractéristiques du cycle cultural

Le développement de l'ananas est marqué par les phases caractéristiques illustrées sur le schéma ci-dessous. A partir de l'induction florale artificielle (par application d'éthylène ou d'éthéphon), la croissance végétative est ralentie pour la production du fruit, puis des rejets dans les deux mois suivants la récolte.

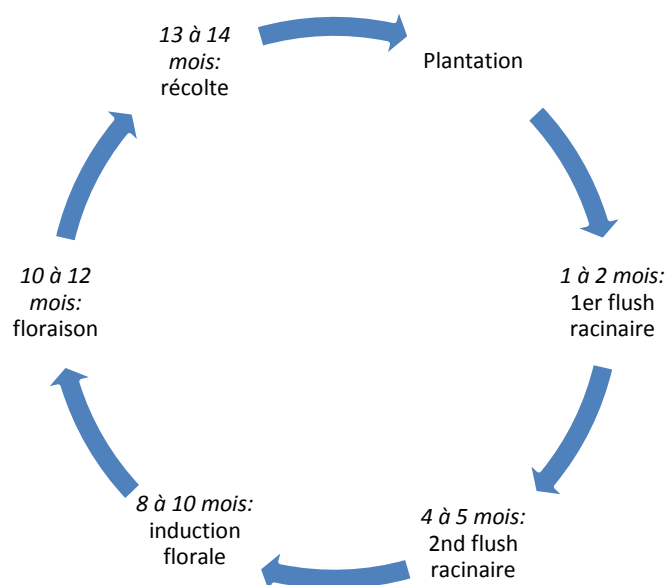


Figure 2 : Phases de développement de la culture d'ananas
source : (C. Py, 1984)

1.3.2 Apports nutritionnels nécessaires à la culture

La fertilisation s'effectue généralement par pulvérisations d'urée (1 t/ha) et de sulfate de potasse (1,6 t/ha). Des compléments en engrais complets "ananas", à raison de 1 à 2 t/ha sont également apportés une à deux fois pendant la phase végétative. De plus, des amendements calciques et phosphorés (Dolomie à 1.5 t/ha et Phospal à 0.4 t/ha), du sulfate de magnésium (200 kg/ha) et de zinc (2 kg/ha) sont parfois également utilisés. Cependant de nombreux producteurs ont tendance à apporter des doses d'engrais massives et très déséquilibrées au profit de l'azote. Les pratiques et les doses apportées varient cependant d'un producteur à l'autre (Vankatapen, 2012).

1.3.3 Facteurs environnementaux

La température est une des conditions principales d'implantation des cultures d'ananas. Celui-ci ne supporte ni les températures en dessous de 7°C ni celles au-dessus de 40°C. Les zones ayant ces températures de manières prolongées sont donc impropres à la production. La nuit, des températures inférieures à 7°C peuvent tout de même être tolérées et même favorables à l'induction de la floraison. La croissance des feuilles atteint son optimum à 32°C, tandis que le développement racinaire est maximal à 29°C (Sanford, 1962). L'idéal de croissance serait une moyenne de 25 degrés-jour, avec une variation de 10°C sur les 24 heures afin de stimuler la croissance racinaire et foliaire. Ainsi, la culture peut se répartir dans une large zone entre les tropiques du Cancer et du Capricorne, selon les caractéristiques locales.

La productivité sera d'autant plus forte que l'ensoleillement sera important.

L'ananas est adapté pour grandir dans des zones où les précipitations sont faibles : l'idéal est de 5000 mm par mois. Afin d'en augmenter l'efficacité, un mulch imperméable peut être appliqué afin de maintenir l'humidité.

L'ananas est donc une plante xérophyte adaptée à une production en zone intertropicale, bien que relativement exigeante par la longueur de son cycle cultural et par les apports nutritionnels nécessaires. Les différentes variétés existantes répondent à la demande mondiale sous diverses formes de commercialisation (conserverie, frais, jus...) mais peinent aujourd'hui à maintenir un niveau de production en forte baisse dans de nombreux pays. La filière en Martinique, en déclin depuis quelques années, doit être revalorisée pour répondre aux nouvelles normes.

2 Contexte pédoclimatique et agronomique de la culture d'ananas en Martinique

2.1 Contexte climatique

La Martinique, île de 1080 km² située dans l'archipel des Petites Antilles est bordée par l'océan Atlantique à l'Est et la mer des Caraïbes à l'Ouest. Le climat de type tropical humide auquel elle est soumise se caractérise par des températures annuelles variant entre 26 et 28°C, des vents soufflants régulièrement de l'Est (alizés) et une pluviosité importante (2000 mm de moyenne annuelle) mais qui varie fortement sur de faibles distances. En effet, bien que soumise à la même masse d'air, les variations sont dues aux caractéristiques morphologiques de l'île, responsables de l'effet *foehn* : les masses d'air venant de l'est subissent un mouvement ascendant en rencontrant les reliefs, refroidissant l'air humide et engendrant la pluie. Une fois le versant « au-vent » franchi, l'air se réchauffe provoquant l'évaporation des gouttelettes d'eau en suspension. Ce phénomène, en plus de l'altitude, explique les plus fortes précipitations au Nord, sur les flancs de la Montagne Pelée aux environs de 3000 mm (Meteo France, 2013).

2.2 Contexte pédologique

Les sols de Martinique sont issus de matériaux volcaniques analogues mais diffèrent selon le climat ou l'âge des matériaux avec lesquels ils ont évolué (Colmet-Daage F. & Lagache P., 1965).

L'ananas est, au niveau mondial, cultivé sur une large gamme de sols allant des tourbes organiques de Malaisie aux sols sableux du Queensland et d'Afrique du Sud. Les sols doivent être drainants, homogènes et bien aérés en raison de la sensibilité de la plante à l'asphyxie et au changement de compacité du milieu (semelle de labour, zone argileuse...).

En Martinique, l'ananas est traditionnellement cultivé sur les flancs côté atlantique de la Montagne Pelée au Nord de l'île. Dans cette zone, les sols caractéristiques sont des sols peu évolués à allophanes (Aluminosilicates hydratés amorphes) ou andosols présentant une quantité importante d'éléments grossiers arrondis (cendres ou ponces) et une teneur en matière organique variable. On y trouve également des sols peu évolués sur cendres ou des sols brun rouille à halloysites (Annexe 1 : *Carte pédologique de Martinique*). D'un point de vue agronomique, leurs faibles densités apparentes en font des matériaux propices à l'enracinement, idéals pour l'ananas. Ces types de sols sont relativement jeunes et formés sur des projections volcaniques sableuses ou graveleuses. Ils se distinguent par leur teneur en argile, en matière organique et par la profondeur des différents horizons.

2.3 Contexte agronomique : contraintes et maladies

L'enherbement est un souci majeur de la filière, l'ananas ne supportant pas la concurrence adventive dans les premiers mois de développement. La solution actuellement répandue est la plantation sur billon avec un mulch plastique. Dans ce cas, seul le passe-pied entre les billons est à entretenir.

Le Wilt est une maladie virale (causée par *Pineapple Mealybug Wilt-associated closterovirus*) qui retire toute valeur commerciale au fruit une fois le plant atteint. Ces virus sont transmis par les cochenilles (*Dysmicoccus spp.*), elles-mêmes véhiculées par les fourmis. La seule méthode de lutte est prophylactique.

Le phytophthora, maladie fongique causée par *Phytophthora sp.* se traduit par une pourriture du cœur. La contamination se fait au cours des périodes pluvieuses et dépend des conditions environnementales (sols mal drainés, billon effondrés...) et de la résistance de la variété employée : MD2 est le plus sensible. La lutte est basée sur un trempage des rejets dans une solution d'Aliette, puis essentiellement préventive.

La culture d'ananas est par ailleurs soumise à divers ravageurs dont les principaux aux Antilles sont les nématodes (dont *Rotylenchulus reniformis*) et symphyles (*Scutigerella sp.* et *Hanseniella sp.*).

Jusque-là, la lutte chimique contribuait à réduire les attaques par l'usage de molécules considérées comme toxiques ou très toxiques (1,3-dichloropropène, ethoprophos 10%...), ces produits sont aujourd'hui retirés de la vente (e-phy.agriculture.gouv). De ce fait, il est nécessaire d'identifier de nouveaux moyens tant en matière de lutte qu'en matière de détection de l'importance de l'attaque sur les plants.

2.3.1 *Nématodes*

2.3.1.1 BIOLOGIE

Les nématodes sont des espèces vermiformes, présents dans tous les milieux sous forme de parasites ou organismes libres. Les espèces phytoparasites sont de taille microscopique mais sont capables d'occasionner des dégâts significatifs sur les cultures. L'importance de ces dégâts dépend de leur nombre, la virulence de l'espèce ou de la souche, la résistance (capacité de la plante à réduire le développement de la population de nématodes) ou la tolérance (capacité de la plante à produire en dépit de l'attaque des nématodes) de la plante hôte (D.L. Coyne, 2012). En parallèle, le climat, la disponibilité en eau, le type de sol, la fertilité et la présence d'autres maladies et ravageurs sont d'autres facteurs pouvant jouer sur l'importance de l'attaque. En conditions favorables, le cycle biologique peut être très court, avec plusieurs générations par saison. Cela peut conduire à un développement rapide de la population à partir de un (auto-fertilisation) ou deux individus. De plus, les nématodes ont une forte capacité de survie à des conditions difficiles comme la saison sèche ou les hivers froids. Le niveau de connaissances sur les seuils de nuisibilité des nématodes sur les différentes cultures ainsi que les symptômes constatés sur la plante reste cependant encore faible et mérite de s'améliorer.

Les nématodes peuvent être classés en différents groupes, selon s'ils s'attaquent aux parties racinaires ou aériennes et selon leur comportement alimentaire et leur mobilité.

Rotylenchus reniformis est ainsi une espèce semi-endoparasite sédentaire. La larve de troisième stade pénètre dans la racine d'ananas où, après une dernière mue, elle se transforme en femelle qui, avec le développement des gonades, prend une forme renflée typique. Le mâle, non parasite, vit libre dans le sol. La reproduction est essentiellement sexuée, bien qu'elle puisse parfois être parthénogénétique. La ponte commence neuf jours après pénétration, les œufs (environ 100) sont alors émis dans une masse gélatineuse. L'éclosion intervient au bout de huit jours, ce qui donne un cycle total de l'ordre de 25 jours.

2.3.1.2 DEGATS

Cette espèce, la plus présente aux Antilles, est responsable des attaques de l'ananas. Petits vers de l'ordre du millimètre, ils altèrent les racines et affectent directement la croissance de la plante. Les symptômes ne sont pas caractéristiques de l'attaque : les plants ont souvent l'aspect de plants mal nourris ou en manque d'eau (C. Py, 1984). Il n'y a donc pas de manifestation matérielle mais une altération au niveau de la composition chimique : les toxines salivaires et enzymes sont responsables de la perte d'activité des racines qui « ramollissent ». Ces enzymes servent en effet à détruire les parois cellulaires entre le site parasité initialement et les cellules voisines. La perte de vigueur consécutive subie par la plante entraîne une perte de rendement, de l'ordre de 30 à 40 % (PIP, Mars 2009).

2.3.2 *Symphyles*

2.3.2.1 BIOLOGIE

Les symphyles adultes mesurent de 6 à 10 mm de long, sont de couleur blanche et possèdent deux longues antennes. Leur corps est couvert de soies, prolongé par deux grosses cerques et compte 12

paires de pattes. Les symphyles sont aveugles, lucifuges et hygrophiles bien que incapables de déceler la présence d'humidité. Ils se déplacent ainsi à la faveur des fissures du sol ou via les galeries créées (variation d'humidité, racines, animaux souterrains...). Leur prolifération se fait donc dans des sols bien aérés, riches en matière organique, à base de tuff volcanique, gravillonneux et avec un pourcentage assez élevé d'argile. Les sols sableux ou sablo-limoneux ne leur sont pas favorables à cause de leur rapide compaction et de la forme anguleuse des particules qui risque de rayer leur cuticule et les tuer.

Leurs déplacements dans le sol sont ponctués par des migrations journalières et saisonnières, selon les variations d'humidité et de température : lorsque la partie superficielle du sol s'assèche, les symphyles vont chercher à s'enfoncer (parfois plus de 80 cm) (Kehe, 1981 dans C. Py, 1984) alors qu'ils vont fuir lorsque la porosité du sol est inondée. Dans de bonnes conditions d'humidité saturée, les symphyles peuvent survivre pendant 4 mois sans nourriture mais leur cycle de vie (de 47 jours normalement pour *Hanseniella ivorensis*) sera fortement ralenti.

Il n'existe pas de substances spécifiques au traitement des symphyles, bien que les nématicides aient un effet marquant (utilisés à la dose adéquate). Leur besoin élevé en calcium est difficile à exploiter sans endommager la fertilité du sol.

2.3.2.2 DEGATS

Les symphyles (*Hanseniella sp.*), de la famille des Myriapodes, s'attaquent quant à eux aux extrémités des racines pour se nourrir. Ils privilégient particulièrement les jeunes racines et poils absorbants, perturbant l'absorption des éléments nutritifs, la croissance et le développement de la plante. Les deux stades d'émission racinaire (2-3 mois après plantation puis environ 5 mois après plantation) sont donc les stades où la plante est la plus sensible. Si l'attaque est intense, répétée ou de longue durée, les jeunes organes sont totalement détruits et seul un manchon de tiges courtes et peu fonctionnelles subsiste. En revanche, si l'attaque cesse, le système racinaire se ramifie, prenant la forme d'un « balai de sorcière ». Lorsque l'attaque est trop forte, le système racinaire n'est plus suffisant pour assurer son rôle de stabilisation de la plante qui finit par verser. En milieu contrôlé, les effets de l'infestation artificielle, réalisés 15 jours après la mise en terre du rejet ont été de l'ordre d'une réduction de 17 % du nombre de racines émises (Kehe, 1979) dans (C. Py, 1984). Outre la destruction du système racinaire, les attaques sont également responsables d'une altération de l'épiderme racinaire, source de pénétration par divers pathogènes.

2.3.3 Mesure du niveau d'infestation : bait & trap (Soler & al., 2011)

Le diagnostic des attaques de symphyles est rendu difficile par l'absence de symptômes caractéristiques. Perrier et al. recommandent ainsi une détection en trois étapes :

- Observation de la répartition spatiale des symptômes de la partie aérienne ;
- Observation des symptômes sur le système racinaire ;
- Observation des symphyles à la base des vieilles feuilles.

Cependant les premières observations s'appliquent également pour la présence d'autres ravageurs tels que les nématodes. Une autre méthode combinant piégeage et comptage (« bait & trap ») a été mise au point par Soler et Al. dans le but d'évaluer la répartition spatiale et de suivre l'évolution de la population de symphyles sur les parcelles. La figure obtenue par cette méthode (Figure 3) montre le

niveau d'infestation de la population de symphytes en fonction de l'infestation des nématodes et de l'âge des plants d'ananas et des crotalaires. La compétition entre les deux espèces et l'efficacité de l'assainissement par les crotalaires y sont clairement visibles.

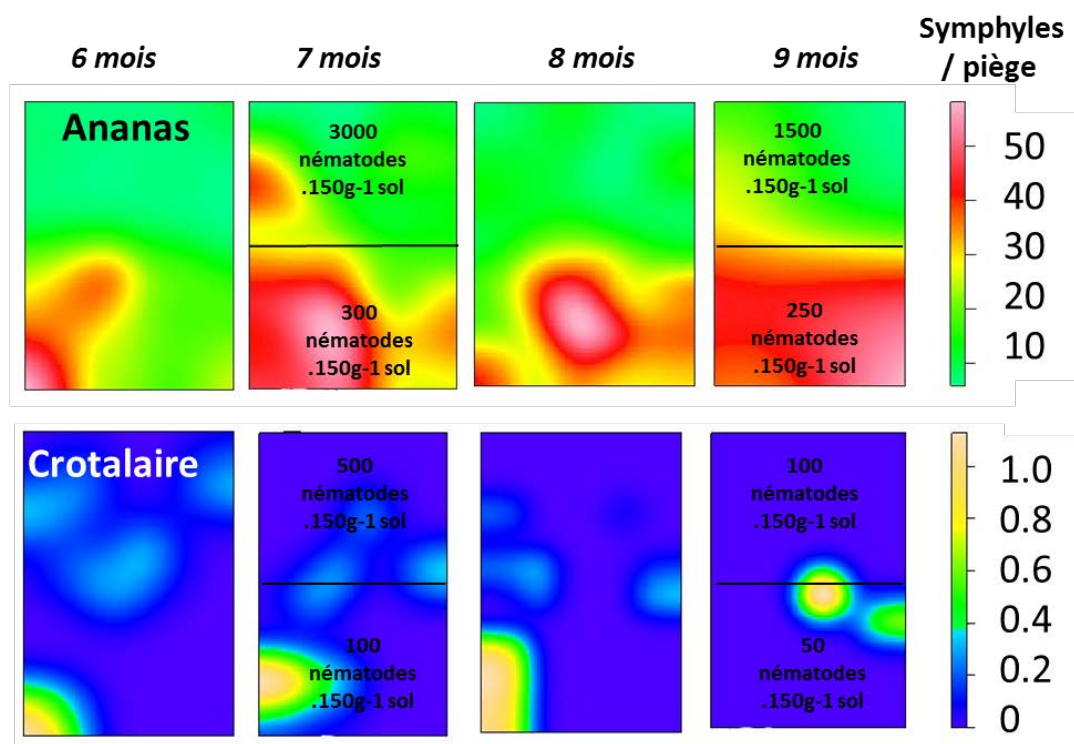


Figure 3 : Carte de densité obtenue par le système bait & trap

Source : Soler et al. 2011

Cette méthode permet d'observer la présence ou non de ces ravageurs, et d'illustrer la dynamique de déplacement des populations. Cependant, elle ne tient pas compte des dégâts directement observés sur la plante.

Le contexte de production d'ananas en Martinique est favorable d'un point de vue agronomique et climatique, notamment sur les flancs de la montagne Pelée au nord de l'île. Cependant, les ravageurs telluriques tels que les symphytes et nématodes sont fortement présents et préjudicient l'état sanitaire de la parcelle voire la récolte à long terme. Les récentes normes phytosanitaires interdisent maintenant l'usage de nématicides, reconnus comme nocifs. Afin de trouver des moyens de lutte naturels et efficaces, il est nécessaire de bien comprendre les dynamiques des attaques de ces populations et leurs conséquences sur la santé du plant. De ce fait, des méthodes efficaces de suivi et d'observations doivent être mises au point.

Problématique

*Cette étude s'intéresse donc aux interactions hôte-pathogènes chez l'ananas (*Ananas comosus* (L.) Merr.). Il s'agit plus précisément de mettre en place des méthodes d'études du système racinaire, pour mieux évaluer l'impact des populations de bioagresseurs telluriques (symphytes, nématodes) sur son développement.*

Pour cela, deux expérimentations complémentaires sont mises au point :

- *La modélisation simplifiée du développement du système racinaire d'ananas en conditions de culture saines, afin de pouvoir le comparer avec les profils racinaires des plants en condition de terrain infesté par les ravageurs telluriques*
- *La mise au point d'un système d'observation dynamique in situ, en conditions contrôlées, du développement racinaire et de l'impact direct des attaques de ravageurs*

3 Etude *in situ* du système racinaire d'ananas

Le système racinaire est essentiel à la productivité de la culture en assurant un rôle dans la nutrition et dans l'ancrage de la plante. Bien que considéré comme fragile, le système racinaire de l'ananas reste un élément déterminant du développement du plant, notamment dans la première phase de croissance. Wierslijm (1967), cité dans l'article de Bonzon & Picard (*Extraction et mesure racines*), a listé les méthodes utilisables pour les études de racines en relation avec l'alimentation de la plante, insistant sur l'importance des paramètres tels que le volume de terre exploré par les racines (extension latérale et en profondeur) et la densité des racines réparties dans ce même volume. Le choix de la méthode utilisée dépend ensuite des objectifs de l'étude et de la morphologie de la plante.

3.1 Mise en place d'un modèle de développement

3.1.1 Méthode du profil cultural

Le moyen le plus évident pour observer les racines est celui du profil cultural développé par Hénin (1969). Le profil de sol se présente perpendiculairement au travail du sol principal et aux lignes de semis. Il permet alors d'identifier les caractéristiques des différents horizons et la façon dont ils sont

exploités par les racines. Le diagnostic est rapide mais la méthode ne fournit pas de données quantitatives pouvant permettre la comparaison (Bonzon & Picard, 1969).

3.1.2 Prélèvements d'échantillons de sol

Le prélèvement de monolithes est une technique de prélèvement global qui consiste à récupérer toute la terre sous la placette cultivée en la prélevant par tranche horizontale jusqu'à la profondeur du front racinaire, permettant ainsi d'estimer la production racinaire par unité de surface cultivée (Chopart, 1983). Cela reste la méthode la plus sûre en matière d'obtention de données mais très contraignante en terme de temps et de dispositif.

L'alternative moins destructrice est le prélèvement par sondages, qui se réalise de deux manières :

- Sondages horizontaux (méthode Maertens) qui consiste à enfoncer horizontalement des cylindres de volumes connus dans la paroi d'une fosse creusée au pied des plantes dont on étudie l'enracinement. Cela permet une rapide observation du profil pour déterminer les horizons à prélever mais nécessite de creuser autant de fosses que de répétitions ;
- Sondages verticaux (méthode Bonzon-Picard), comprenant des prélèvements faits à partir de la surface en enfonçant verticalement une sonde, les niveaux étant choisis par une observation préalable du profil ou de manière systématique.

Dans cette étude, une alternative inspirée de ces méthodes a été utilisée. Il s'agit de prélever des cubes de un décimètre cube (dm^3) de sol sur différents endroits du profil cultural de manière à avoir des échantillons représentatifs. Le positionnement du profil cultural se détermine par la méthode de Voronoï détaillée ci-dessous.

Ces prélèvements seront par la suite utilisés pour la modélisation du développement du système racinaire, dont la méthode a été validée par Chopart et Siband (1999) sur le maïs (*Development and validation of a model to describe root length density of maize from root counts on soil profiles*).

3.1.3 Fosse de Voronoï

Habituellement utilisée pour les cultures pérennes, cette méthode d'échantillonnage consiste à délimiter une surface d'expérimentation et de prélèvement représentatif autour de l'élément sélectionné. Le diagramme, aussi appelé décomposition ou polygones de Voronoï représente une décomposition particulière d'un espace métrique, déterminée par les distances à un ensemble discret d'objets de l'espace (en général des points).

La méthode de traçage se décompose selon les étapes suivantes (Figure 4) :

- tracer les segments qui relient l'arbre sélectionné à chacun de ses voisins ;
- tracer les médiatrices ;
- relier les médiatrices entre elles pour délimiter un espace autour de l'arbre.

Cet espace peut ensuite être divisé en triangles jointifs, la surface de chaque zone étant facile à calculer en utilisant la formule du triangle et en connaissant les longueurs des trois côtés (CIRAD & FAO, 2012).

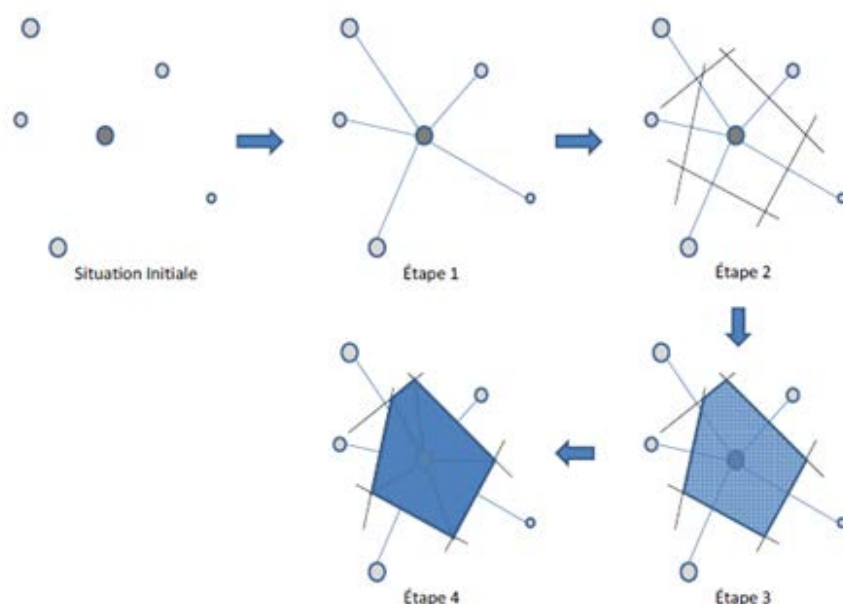


Figure 4 : Méthode pour tracer un espace de Voronoï et ses subdivisions autour d'un arbre dans un écosystème quelconque

Source : Manuel de construction d'équations allométriques pour l'estimation du volume et la biomasse des arbres, CIRAD & FAO, 2012

3.2 Caractérisation des données

A partir de ces prélèvements de sol, une fois les racines extraites, lavées et séchées, il est nécessaire de caractériser les éléments indiqués dans le tableau ci-dessous (Chopart, 1983).

Tableau 1 : Éléments de caractérisation des données de prélèvements racinaire

| Donnée | Unité | Intérêts |
|--------------------------------------|---|---|
| Poids de matière sèche | g/dm ³ (mesure par volume de sol) | Etude des rapports de masse entre les parties aériennes et souterraines Evaluation de la restitution au sol de la matière organique en provenance des racines |
| Profondeur du front racinaire | Mètre (profondeur de la dernière racine présente) | Déterminer les éléments minéraux à disposition de la plante aux différents stades de végétation |
| Longueur racinaire totale (L) | m/dm ³ (mesure par volume de sol) | Estimation de la distance moyenne entre les racines, paramètre essentiel dans le calcul de la capacité d'absorption (degré réel de colonisation du sol par les racines) |
| Diamètre moyen | mm | Degré de finesse et de ramification des racines Approximation de la surface de contact sol-racine |

La détermination de la longueur racinaire contenue dans les échantillons se base sur la méthode de Newman Tennant : les racines sont placées sur une grille de 10 cm de côté composée de carreaux de 1 cm². On compte le nombre d'intersections (N) entre les racines et les lignes de la grille puis la longueur totale (L) se détermine par la relation suivante :

$$L = N \cdot \frac{\pi}{2} \cdot \frac{S}{n \cdot l} \text{ avec}$$

S : surface totale de la grille (100 cm²)

n : nombre total de ligne (20)

l : longueur d'une ligne

3.3 Estimation de la densité racinaire

3.3.1 Comptage d'impacts sur une surface plane

L'estimation du volume de sol accessible aux racines requiert les données de densité racinaire, de distance moyenne entre les racines et de leur répartition spatiale dans le sol. Ces paramètres sont délicats à quantifier étant donné le manque d'accessibilité et le côté destructif des extractions et la grande variabilité de développement racinaire d'une plante à l'autre, selon les conditions environnementales. Les méthodes généralement employées reposent sur une observation non destructive du système racinaire faite grâce aux rhizotrons, minirhizotrons, rhizobox... qui tendent à fausser l'observation en engendrant un biais dans le développement naturel.

Bohm (1976) puis Tardieu et Manichon (1986) ont développé une méthode pour estimer la densité racinaire sur une surface plane, à partir du profil cultural. La fosse creusée, perpendiculaire au rang couvre la surface maximale sur laquelle on peut observer les racines du plant sélectionné. Les impacts racinaires sont comptés et cartographiés sur une grille composée de carrés de 5 cm². La cartographie permet ainsi de tenir compte des gradients longitudinaux et transversaux de la densité des impacts. Cependant, la méthode ne permet pas d'accès direct à la longueur racinaire.

3.3.2 Limites de la méthode

Logson & Allmaras (1991) mettent en évidence la variation du ratio RLD/Ni selon la ramification des racines. Un modèle simple explique en effet cette variation : le degré de ramification ou plus précisément l'écart entre chaque ramification fait que le nombre d'intersections avec le plan sera fortement variable. Par exemple, dans le cas où la racine principale est parallèle à un plan, chaque ramification sera comptée comme interceptant le plan alors que si la racine principale est perpendiculaire au plan, seule celle-ci va présenter un impact sur le plan. La tortuosité des racines d'ananas ne fait que renforcer ce risque de mauvaise estimation.

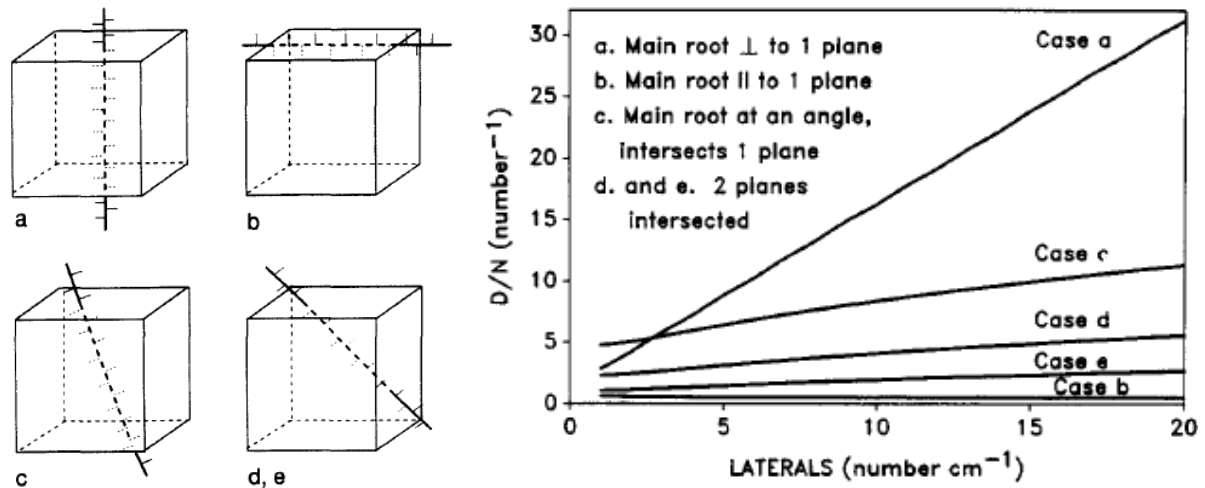


Figure 5 : Prédiction de l'influence de la ramification racinaire sur le ratio RLD/ N_i

Source : (Logsdon & Allmaras, 1991)

Selon la texture du sol les racines fines peuvent également être recouvertes et difficiles à voir ce qui fausse les comptages. Une loupe, ou le dégagement du profil par un jet d'eau (non destructif) pourrait peut-être améliorer la visibilité. Enfin, il est nécessaire pour l'observation de ces racines, que les yeux de l'observateur puissent être face au profil et non au-dessus.

3.3.3 Passage en trois dimensions

D'après les travaux de Chopart et Siband (1999), Melhuish (1970) et Van Noorwijk (1987) la longueur cumulée des racines présentes dans un cube de sol est liée au nombre d'impacts racinaires (N_i) sur trois faces perpendiculaires de ce cube : N_{ih} , N_{it} et N_{il} (h , t et l représentant les faces horizontale, longitudinale et transversale de ce cube) (Figure 6).

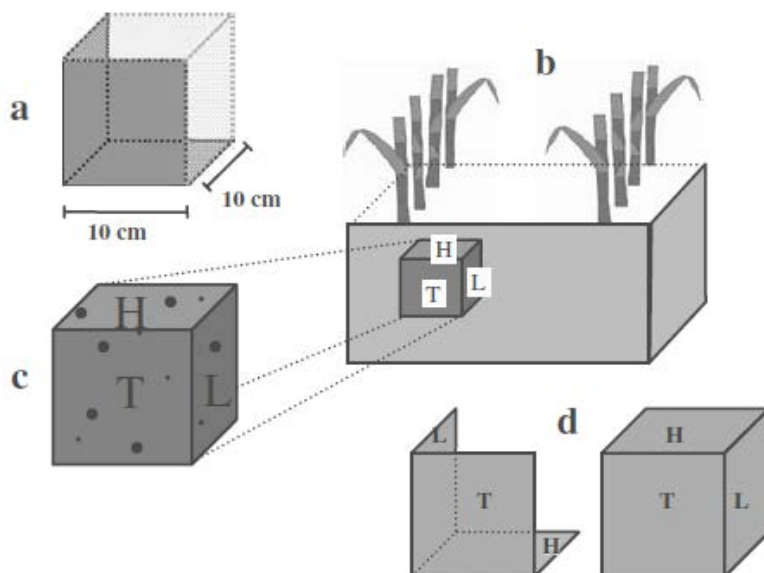


Figure 6 : Représentation des cubes à trois faces et de leur positionnement sur le profil

source : *Estimation sugarcane root length density through root mapping and orientation modelling*, Chopart, 2008

La formulation mathématique de cette relation se base sur la densité d'impact sur ces faces ainsi que sur le degré d'anisotropie racinaire (ou orientation préférentielle).

Pour des racines dont l'orientation est aléatoire (isotrope), la relation entre la densité racinaire (RLD) et le nombre d'impacts (N_i) se résume à $RLD = 2 N_i$ comme le démontrent Lang & Melhuish (1970) et Van Noordwijk & al. (2000), N_i étant la moyenne du nombre d'impacts racinaires sur chaque face du cube. Autrement dit, pour une distribution isotropique des racines dans un cube de sol de un mètre de côté, la longueur racinaire par unité d'impact est de deux mètres.

Cependant, l'orientation racinaire n'est pas forcément aléatoire et l'équation se précise alors par l'ajout d'un coefficient sans dimension représentant l'anisotropie racinaire. Ce coefficient (A_n) représente la déviance des racines par rapport à une orientation aléatoire, pour laquelle $A_n=0$. Van Noordwijk (1987), à partir des travaux de Lang & Melhuish (1970) a obtenu la formule suivante de calcul d' A_n :

$$\sqrt{\frac{(1 - N_h/N_m)^2 + (1 - N_t/N_m)^2 + (1 - N_l/N_m)^2}{6}}$$

Si l'orientation racinaire n'est pas isotrope, il est nécessaire d'établir l'orientation préférentielle des racines pour ajuster l'équation finale.

Le modèle établi permet donc de calculer la densité racinaire à partir du comptage du nombre d'impacts réalisé sur une surface plane, considérant un degré d'anisotropie connu.

Ces modèles théoriques ont été appliqués notamment par Chopart dans le cadre de collaborations, pour l'estimation de la « Root length density » (RLD) à partir de comptages de racines sur un plan. Des modèles semi-empiriques ont donc été validés pour plusieurs cultures :

- Maïs en Côte d'Ivoire et au Burkina Faso (Chopart and Siband 1999 puis en Colombie (Chopart et al. 2001)
- Sorgho au Sénégal (Chopart et al ; 2008)
- Riz à Madagascar et en Côte d'Ivoire (Dusserre et al. 2009)
- Canne à sucre au Brésil et à la Réunion (Chopart et al. 2010)
- Eucalyptus au Brésil (Maurice et al. 2011)

L'objectif de cette étude est donc la réalisation d'un modèle similaire du développement racinaire d'*Ananas comosus*. Une fois ce modèle établi, le comptage du nombre d'impacts racinaire sur une surface plane tel que le profil cultural sera suffisant pour établir la densité et longueur du système racinaire du plant. Cela permet ainsi d'estimer l'importance d'une attaque de ravageurs et les conséquences probables sur le rendement.

3.4 Suivi dynamique : les rhizobox

Les méthodes nécessitant une extraction de sol permettent une bonne analyse du développement racinaire à un instant donné, mais ne permettent pas le suivi de son évolution. Pour cela, une méthode avec une observation *in situ* du développement racinaire et des dynamiques d'attaque des ravageurs doit être mise en place afin de compléter l'analyse.

Différents travaux sur l'observation du système racinaire d'*Ananas comosus* ont déjà été réalisés, notamment pour étudier sa vitesse de croissance ou la relation croissance aérienne et croissance racinaire (Bonzon & Picard, 1969). La mise en place d'un système d'observation des racines derrière une plaque de verre, devant un profil de sol ou dans un caisson a été validée par les travaux de Höveler (1892) puis Rogers et Heads (1963) (cités dans Bonzon, 1969). Le profil racinaire visible au travers de la plaque de verre est différent de celui d'une plante en pleine terre mais dans les deux cas, le rythme de croissance et les fluctuations sont similaires. La croissance racinaire est ainsi estimée à 4,4 cm par semaine en moyenne, allant jusqu'à 6,7 maximum. Cependant, aucune étude sur l'observation de la dynamique des populations de ravageurs en interaction avec le système racinaire d'*Ananas comosus* n'a jusque-là été menée avec cette méthode.

Les minirhizotrons sont généralement des tubes en verre ou acrylique dans lesquels se développe le système racinaire. Les rhizobox s'apparentent à de minirhizotrons mais consistent en une culture sur couche mince de sol. Le système racinaire de la plante s'est maintenu entre deux plaques de verre dont le format et la disposition est à adapter selon la morphologie et la vitesse de croissance de la plante. Ce système a par exemple été utilisé pour l'étude de la rhizosphère et les réactions physiologiques des racines, en adaptant des compartiments dans la rhizobox, séparés par un filtre imperméable aux racines (Neumann, 2009). L'objectif est de s'inspirer de ces systèmes et de les reproduire de manière simplifiée pour l'adapter à l'ananas et aux ravageurs telluriques.

L'étude des racines est compliquée par les difficultés d'accès et le caractère destructif des observations. Les différentes techniques existantes sont à adapter selon les caractéristiques de la plante, les objectifs de l'étude et les moyens à disposition. L'objectif de notre cas est de mettre en place des processus simples et rapides d'analyse des interactions plante-pathogènes. Les méthodes d'études au champ et en milieu contrôlé se complètent afin d'avoir des résultats se rapprochant au maximum de la réalité.

MATERIELS ET METHODES

1 Modélisation de la structure racinaire d'*Ananas comosus* et caractérisation des impacts dus aux bioagresseurs telluriques

But de l'étude

Afin de pouvoir, in fine, modéliser l'architecture racinaire de l'ananas en conditions normales de développement il s'agit dans un premier de la caractériser et de faire une première comparaison entre des systèmes racinaires sains et infestés par les bioagresseurs telluriques (nématodes et/ou symphyles).

1.1 Approche méthodologique de l'étude du système racinaire

Observations de plants en fin de phase végétative (avant l'induction florale artificielle) et de plants au stade 3 à 4 mois après plantation (milieu de cycle, entre les deux flush racinaires), sur une parcelle présentant de bonnes conditions de croissance. Comparaison de ce système racinaire avec ceux de plants infestés par les bioagresseurs telluriques (nématodes et/ou symphyles).

1.1.1 Méthodes de caractérisation du système racinaire

Les systèmes racinaires seront caractérisés par des cartographies des intersections des racines avec un profil de sol (Böhm, 1976) et adaptées par Chopart (Chopart 2002, Chopart et al. 204, 2009, 2011). A partir de ces comptages d'intersections sur un plan, pour pouvoir accéder à la longueur des racines par unité de volume de sol (Root length density) il faut disposer d'un modèle de passage des impacts sur un plan à la longueur dans un volume.

1.1.2 Modèle de passage des impacts sur un plan à la RLD

Les recherches de Van Noordwijk (1987), réalisées grâce au travail de Lang et Melhuish (1970) ont établi une relation théorique entre la longueur cumulée des racines présentes dans un cube de sol et le nombre d'impacts racinaires sur trois faces perpendiculaires. Différentes formules, variant selon l'**anisotropie** des racines relient ces données. Chopart a appliqué ces modèles théoriques pour l'estimation de la « Root length density » (RLD) à partir des comptages de racines sur un plan. Cet auteur, dans le cadre de diverses collaborations internationales a ainsi déjà établi et publié des modèles semi-empiriques reliant les comptages de racines à la RLD pour plusieurs cultures :

- Maïs en Côte d'Ivoire et au Burkina Faso (Chopart and Siband 1999 puis en Colombie (Chopart et al. 2001)
- Sorgho au Sénégal (Chopart et al ; 2008)
- Riz à Madagascar et en Côte d'Ivoire (Dusserre et al. 2009)
- Canne à sucre au Brésil et à la Réunion (Chopart et al. 2010)

- Eucalyptus au Brésil (Maurice et al. 2011)

Ce modèle n'existe pas, pour le moment, pour l'ananas. En préalable à l'étude de l'architecture racinaire de l'ananas et de l'effet de bioagresseurs telluriques, et pour permettre l'utilisation de cartographie de racines sur un plan, une étude des directions préférentielles des racines doit donc être menée.

Nous allons donc chercher à établir l'équation correspondant au mieux à l'orientation de développement du système racinaire de l'ananas, afin de pouvoir ensuite exploiter les données de cartographie d'impacts racinaires.

Pour cela, des prélèvements d'échantillons de sol sur un profil cultural serviront à déterminer les **densités et longueurs racinaires (RLD)**, le **nombre d'impacts (NI)** sur trois faces orientées perpendiculairement et l'orientation préférentielle des racines (**anisotropie**). Afin de consolider le modèle, deux stades de développement seront étudiés, pour vérifier l'homogénéité de l'orientation racinaire sur la durée du cycle cultural.

A partir de ces données, mise en place d'un **modèle** simplifié reliant directement le nombre d'impacts à la RLD.

1.1.3 *Etablissement de cartographies racinaires par la méthode de la grille pour la caractérisation des impacts des populations de ravageurs sur le développement racinaire*

A partir du modèle de référence (établi en conditions parcellaires favorables à la croissance), on procédera à une **caractérisation des impacts des populations de ravageurs** (nématodes et/ou symphytes) sur le développement racinaire par la méthode de cartographie racinaire (root mapping). Pour cela on procédera à une comparaison des cartographies de plants infestés avec celles de plants sains. Afin de gérer ces données on utilisera un logiciel conçu spécifiquement pour le stockage et l'analyse des données issues et cartographies racinaires RACINE2 (Chopart et al. 2009).

Cette étude de cartographies racinaires pourra se faire parallèlement à celle de la modélisation de la RLD à partir des impacts.

1.2 Mise en œuvre sur le terrain

1.2.1 *Matériel*

- Parcelles en conditions réelles de développement, favorables aux racines de l'ananas : sol jeune à allophanes (Aluminosilicates hydratés amorphes), dont la pression parasitaire est vérifiée par la méthode « bait & trap » (peu de symphytes présents) et par une extraction de nématodes
- Plants d'ananas de la **variété MD2** disposés comme indiqué en figure 1
- Plants au stade précédant l'induction florale (9 à 12 mois) pour le premier prélèvement (**parcelle Leyritz**), et au stade d'entre deux flush racinaires pour le second prélèvement (3 à 4 mois, **parcelle Gradis**)
- Grille (acier inox) de 30x50 cm et de **mailles carrées de 5 cm** de côté

- Cube partiel à 3 faces de **10 cm d'arrête**
- 24 pièges à symphyles (*Hanseniella* sp.)

1.2.2 Dispositif expérimental

La parcelle est agencée en billons comportant deux lignes jumelles de plants en quinconce sur chaque billon. Les distances sont représentées sur la figure ci-dessous.

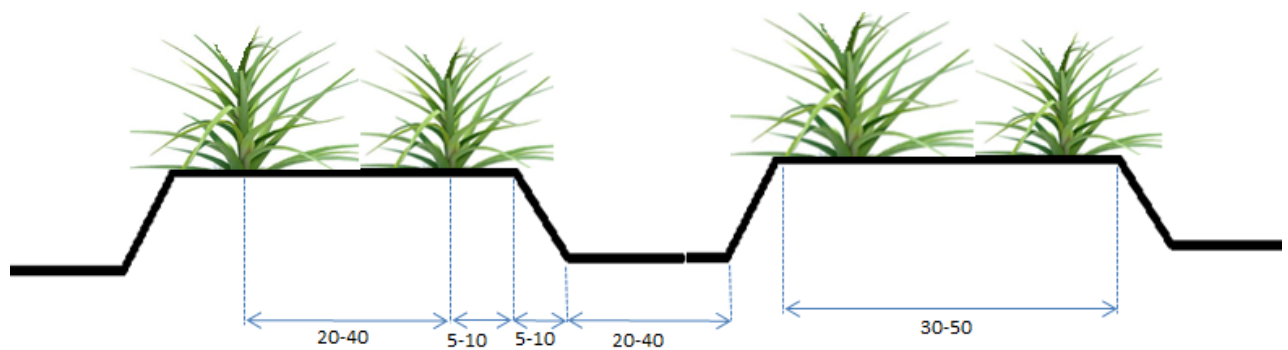


Figure 7 : Positionnement des pieds d'ananas sur la parcelle (dimension en centimètres)

La méthode d'échantillonnage de Voronoï (3.1.3 Fosse de Voronoï) permet d'obtenir l'espace délimité en jaune sur le schéma ci-dessous.

L'espace obtenu par cette méthode (en jaune) a ensuite été adapté à l'expérimentation et à la disposition de la parcelle. Seul l'espace délimité par les bords du billon a été pris en compte, l'espace inter-billon n'étant pas compris pour le moment mais sera éventuellement intégré aux mesures par la suite. Ainsi, le rectangle rouge délimite le diagramme de Voronoï utilisé.

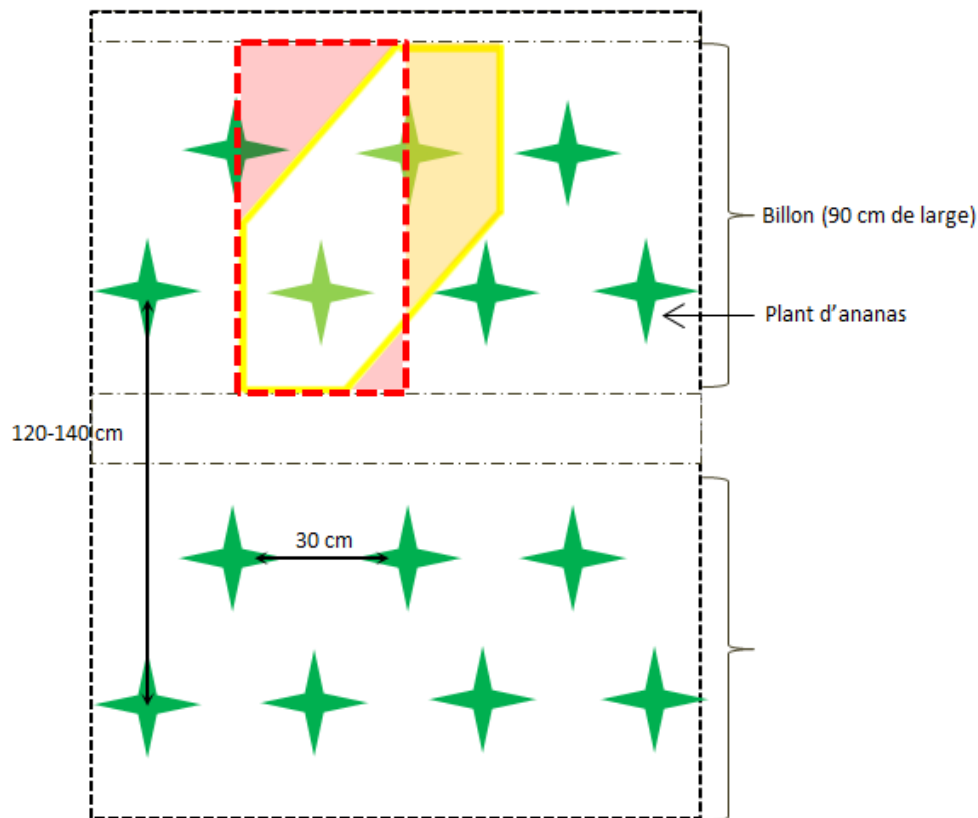


Figure 8 : Délimitation de l'espace de Voronoï (réel en jaune et adapté en rouge) autour des plants de référence (vert clair)

1.2.3 Caractérisation de l'état phytosanitaire de la parcelle

Estimation de la pression des ravageurs par la mise en place de pièges à symphyles (*Hanseniella sp.*) et extraction de nématodes (dont *Rotylenchus reniformis*) dans les échantillons de terre.

Les **24 pièges** sont placés à raison de trois pièges tous les trois mètres et tous les 2 rangs, afin d'avoir une estimation représentative de la pression des ravageurs sur la zone d'étude.

Les pièges consistent en un ensemble de pots de 250 mL remplis de terre et de tranches de pommes de terre utilisées comme appât. Laissés dans le sol pendant 3 jours, le nombre de symphyles alors présents dans les pièges (comptage manuel) donne une idée fiable de l'abondance de symphyles présents dans la parcelle (Soler et al., 2011.).

Une extraction de nématodes est ensuite faite sur les mêmes échantillons de terre en laboratoire.

1.2.4 Mesures avec la grille

1.2.4.1 POSITION DE LA GRILLE PAR RAPPORT AUX PIEDS

L'objectif est d'avoir, avec le minimum de comptages, des valeurs représentatives de la densité racinaire par unité de volume de sol et de surface de culture. Pour cela on reprend le concept d'unité de surface de sol représentative (demi-espace de Voronoï de 90x15 cm) illustré en figures 4 et 6.

Pour cette première approche et pour simplifier le travail de terrain, on peut faire l'hypothèse que les gradients de densités racinaires entre le pied d'ananas et la distance de 15 cm est linéaire. Sous cette hypothèse, une mesure sur un plan situé à mi-distance (7,5 cm) du pied jaune le plus proche permettra de prendre en compte le gradient entre 0 et 15 cm et donc d'avoir une valeur de densité racinaire représentative.

Il aurait été possible de travailler sur un quart d'espace Voronoï comme pour les cubes (5 x 45 cm), mais le fait de mesurer sur un même profil, deux rangées d'ananas devrait permettre d'avoir une appréciation plus fine des hétérogénéités et de voir s'il n'y a pas de différences entre les deux versant du billon (effet température...).

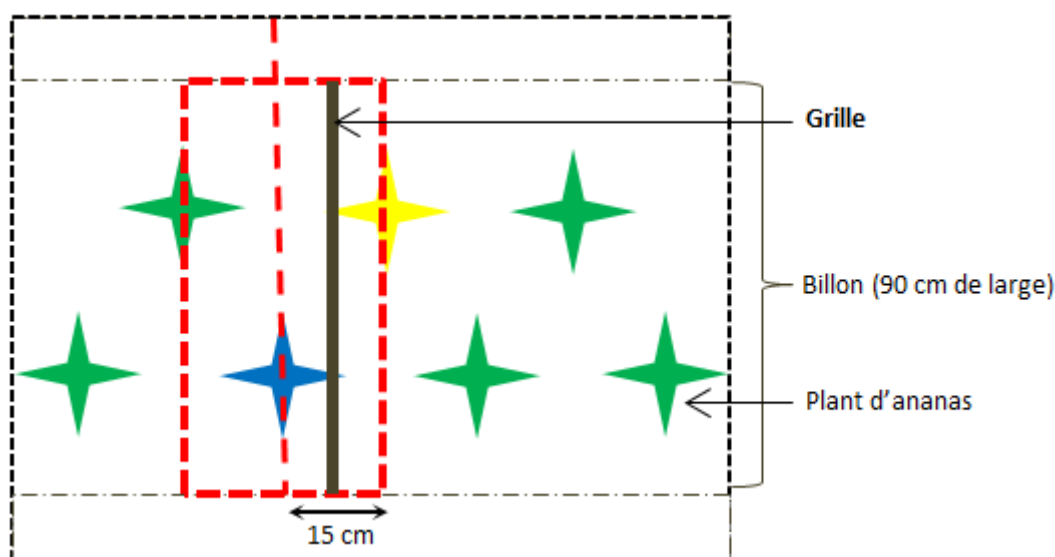


Figure 9 : Position de la grille dans l'espace Voronoï

1.1.1 POSITION DE LA GRILLE DANS LE PROFIL ET MODALITES DE COMPTAGE

La grille, d'une largeur de 50 cm sera implantée en position verticale perpendiculaire aux rangs d'ananas ; elle sera positionnée à environ 5-7 cm du pied le plus proche (et donc à 15-20 cm de l'autre pied). Les mesures seront faites en deux temps (2x50 cm) pour couvrir l'ensemble du profil.

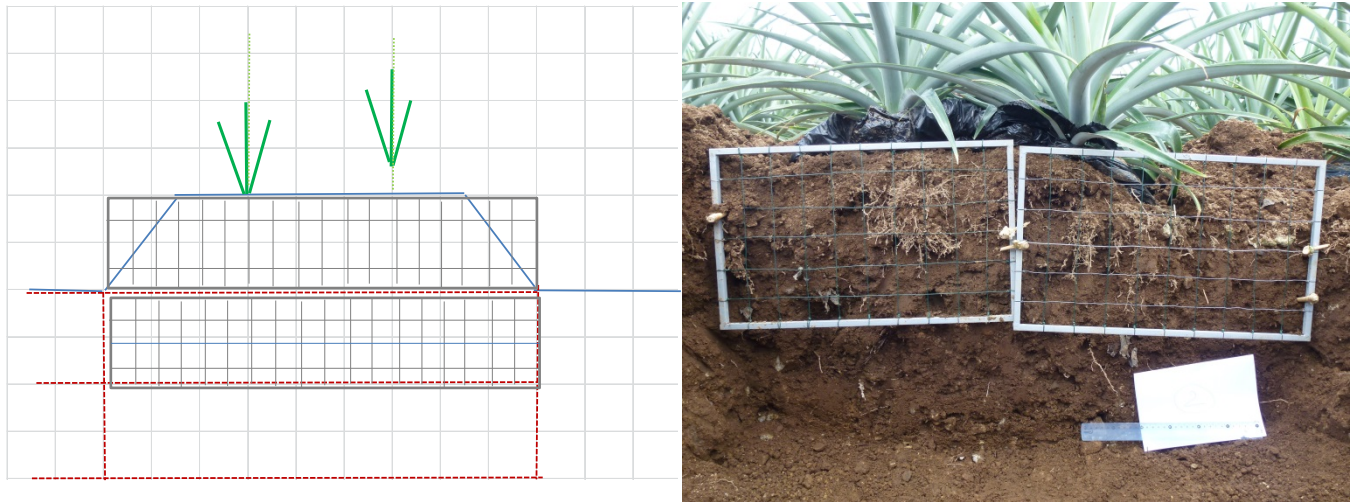


Figure 10 : Position de la grille dans le profil

Le haut de la grille est placé à la **surface du sol** (figure 10) et permet de compter le nombre **d'intersection entre le profil du sol (plan) et des racines dans chaque carré**. Le comptage du nombre d'impacts racinaires différencie **racines fines (<1mm ou 0,5 mm selon appréciation sur le terrain) et grosses (>1mm ou 0,5 mm)**.

En surface, du fait de la culture en billons il y aura des mailles de la grille qui seront dans l'air, en dehors du sol (cf figure 5). Il suffira de noter dans la feuille de comptages terrain la limite du sol. Il en sera tenu compte dans l'analyse des données. L'observation se fait jusqu'à deux rangées de mailles de 5 cm, sur 90 cm de large, sans trace de racine en profondeur.

Il sera décidé ultérieurement si des mesures avec la grille sont faites dans l'inter-billon. Il faudra dans un premier temps voir avec de simple profil culturaux s'il y a ou non des racines en quantité mesurable. Si oui il suffira de faire des mesures sur les 20 à 40 cm de largeur de l'inter billon avec la même grille.

Le nombre de mesures à faire avec la grille sera précisé ultérieurement.

1.2 Modélisation de la relation entre des impacts racinaires (NI) et longueur des racines (RLD)

Comme expliqué dans la bibliographie en partie 3.3.2, la méthode de prélèvement de cubes de sol (schéma et photos ci-dessous) est une solution pour obtenir une relation entre nombre d'impacts et longueur racinaire.

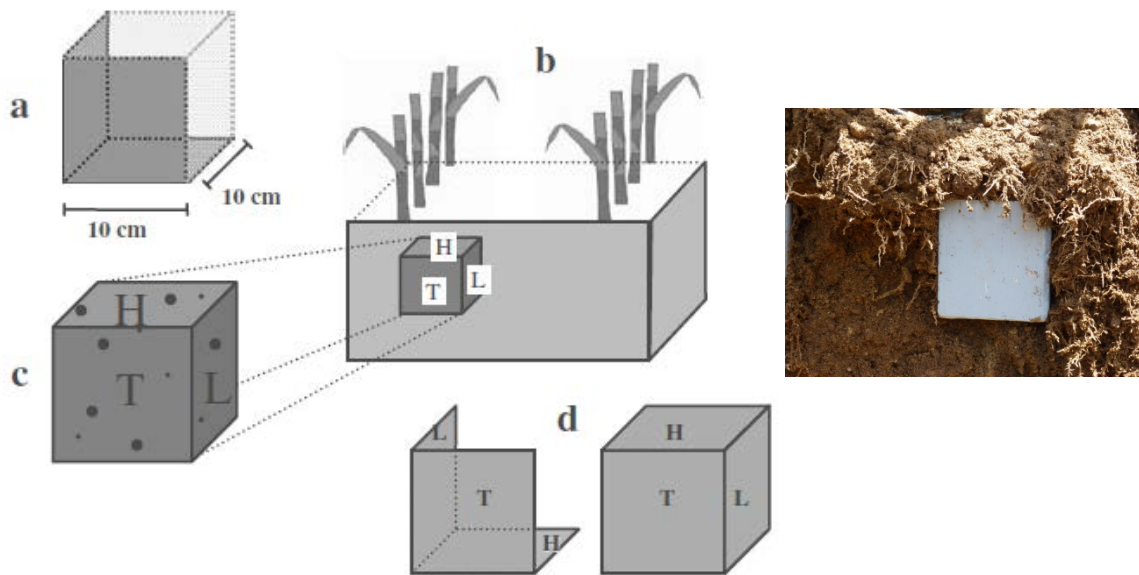


Figure 11 : Représentation des cubes à trois faces et de leur positionnement sur le profil

source : *Estimation sugarcane root length density through root mapping and orientation modelling*, Chopart, 2008

- Prélèvement de **cubes de sol** (1.10^{-3} m^3) non perturbé à l'aide d'un cube métallique partiel à trois faces de 10 cm de diamètre. Les cubes sont prélevés entre **5 et 15, 25 et 35 cm, 35 et 45 cm et éventuellement entre 45 et 55 cm** s'il y a suffisamment de racines de la surface du sol (sur le profil) afin de représenter les différents horizons. Les prélèvements de cubes seront faits à différentes distances horizontales et verticales des pieds, comme expliqué ci-après
- Les cubes doivent être prélevés en réalisant des cubes « jumeaux » c'est-à-dire à une même profondeur mais d'orientation inverse (face ouverte vers le haut puis face ouverte vers le bas) afin de réaliser une moyenne des données des deux jumeaux
- Le comptage du nombre d'impacts racinaires différencie **racines fines (<0,5 mm de diamètre)** et **grosses (>0,5 mm de diamètre)**, et se fait à l'aide d'une grille de 4 mailles

carrées de 5 cm d'arrête posée sur chacune des faces ouvertes du cube (horizontale, longitudinale et transversale)

- Afin d'avoir le nombre d'impacts racinaires sur la surface totale du cube, un deuxième échantillon est prélevé à la même profondeur, mais en orientant le cube dans la direction opposée. Les échantillons de sol sont ensuite récupérés séparément pour extraire les racines en laboratoire (voir 2. Traitement des échantillons).
- Les mesures seront répétées 3 fois (répétitions) sur 3 profils différents

Le détail des localisations est indiqué dans le schéma ci-dessous pour le premier prélèvement. Une série de cube (6A et 6B) a également été réalisé pour le premier profil, situé entre les cubes 1 et 2. Ce prélèvement a été difficile à réaliser pour la suite à cause du manque de place et de la fragilité du profil.

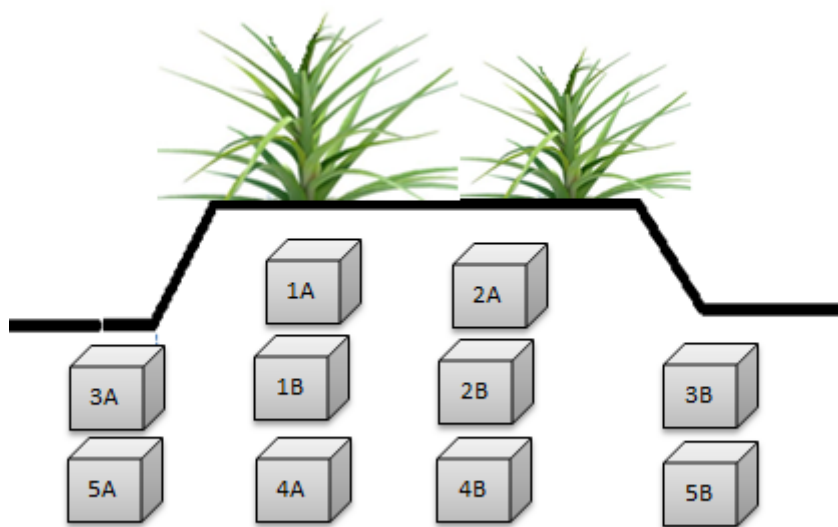


Figure 12 : Disposition des cubes en profondeur pour le premier relevé

Pour le second relevé, seuls les prélèvements sous le billon et pour l'horizon 0-30 cm ont été effectués.

Dans le traitement des données, les positions des cubes sont repérées par D (distance centre du cube par rapport au point de référence choisi au centre du billon, entre les deux rangs) calculé de manière suivante : $D = \sqrt{(Dh^2 + Dv^2)}$ (avec Dh : distance horizontale et Dv distance verticale du centre du cube avec le milieu du billon).

1.3 Traitement des données

1.3 Mesures cubes

1.3.1 MATERIEL

- Tamis 2mm
- Bleu de méthylène
- Balance de précision 1 mg
- Grille de 10x10 cm de maille 1 cm

1.3.2 ESTIMATION DE LA LONGUEUR RACINAIRE

1.3.2.1 EXTRACTION RACINAIRE

Tamisage sous l'eau, séparation densimétrique du sol > 2mm

Récupération des racines à la pince dans le refus du tamis

Séchage des échantillons à l'étuve ventilée 24h à 60°C et mesure du poids sec

Séparation des racines dites « grosses » dont le diamètre est supérieur à 0,7mm des racines « fines » dont le diamètre est inférieur à 0,7 mm.

Pesage des racines grosses et fines.

La photo ci-dessous illustre l'échantillon de racines (fines et grosses) finalement obtenues, colorées au bleu de méthylène pour une meilleure visibilité.



1.3.2.2 METHODE DE MESURE DE LONGUEUR DE NEWMAN TENNANT

Estimation de la longueur racinaire totale : comptage des **intersections entre les racines et la grille** (méthode Newman Tennant). Les racines humidifiées et colorées au bleu de méthylènes sont étalées

sur la grille et on compte les intersections ligne par ligne (Annexe 2). La longueur est ensuite déterminée grâce à la formule suivante : $LR = N * \pi/2 * S/L$ avec

LR : longueur totale des racines étalées (cm)

N : nombre d'intersections

S : surface de la grille d'étalement

L : longueur totale des lignes de la grille (longueur d'une ligne*nombre de lignes)

Cette méthode est fiable (taux d'erreur de 20%) mais nécessite beaucoup de temps, surtout pour les racines fines présentes en grande quantité dans certains échantillons. Les photos ci-dessous sont des exemples de racines d'ananas colorées dont on a compté la longueur. La première photo illustre un échantillon dans lequel les racines fines et grosses sont mélangées. La seconde photo, est un échantillon de racines fines d'une longueur totale de 119 cm. La tortuosité des racines rend leur longueur réelle souvent supérieure au résultat attendu à première vue.

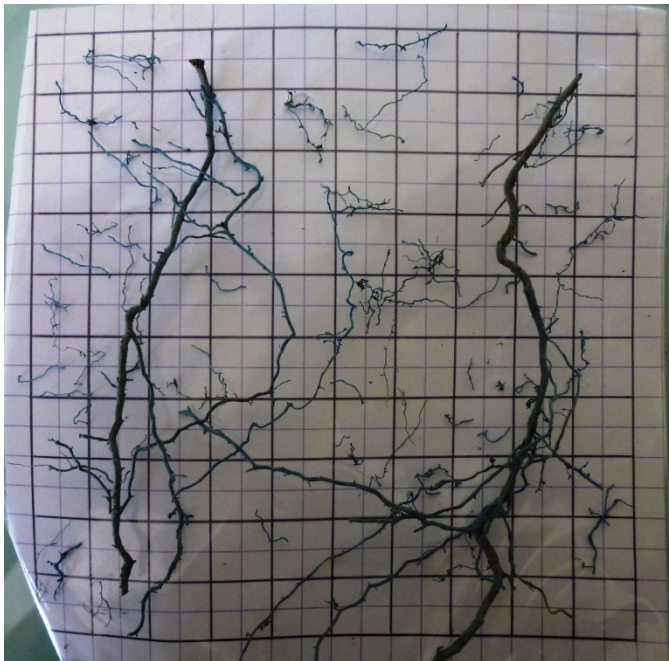


Figure 13 : Echantillon de racines fines et grosses sur une grille de 10x10 cm

1.3.2.3 COEFFICIENT DE PASSAGE POIDS SEC/LONGUEUR

Pour les racines fines, un coefficient (C1) reliant poids sec et longueur racinaire a été mis en place. 7 échantillons de racines fines dont la longueur a été mesurée par la méthode de Newman Tennant ont été pesés. Le coefficient est la moyenne des ratios poids sec/ longueur de chaque échantillon et s'élève à 32,48 m/g. Cette valeur se rapproche de celle obtenue par Chopart (2010) pour la canne à sucre dans l'article *Functional Relationship Between Sugarcane Root Biomass and Length for Cropping System Applications*.

De la même façon, un coefficient a été établi pour le calcul des grosses racines du second prélèvement.

Avec ces deux méthodes, les résultats obtenus représentent la longueur racinaire mesurée, dans un dm^3 . A partir de celle-ci, il est possible de calculer la densité racinaire dans un m^3 .

1.3.3 RELATION NOMBRE D'IMPACTS ET DENSITE RACINAIRE

1.3.3.1 ANISOTROPIE RACINAIRE

Comme vu précédemment, l'indice d'anisotropie racinaire montre la déviance des racines par rapport à une orientation aléatoire. Il se calcul par la formule suivante :

$$\sqrt{\frac{(1 - Nh/Nm)^2 + (1 - Nt/Nm)^2 + (1 - Nl/Nm)^2}{6}}$$

Où N représente le nombre d'impacts racinaires sur chacune des faces (horizontale, longitudinale, transversale et m pour la moyenne des trois).

Dans le cas d'un indice d'anisotropie proche de 0, cela montre une orientation aléatoire des racines. Si l'indice est différent de 0, cela montre une orientation préférentielle (P) plus ou moins importante des racines. Celle-ci peut être calculée avec la formule suivante (Van Noordwijk & al., 1987) :

$$Px = \frac{(Niy + Niz)}{2Nix}$$

1.3.3.2 ETABLISSEMENT DU MODELE

Selon le résultat de P, le coefficient d'orientation qui relie RLD à Ni se calcul différemment.

Si $Px > 1$, les racines ont une orientation préférentielle parallèle à la face x du cube. Le calcul de la densité racinaire se fait alors avec l'équation suivante :

$$RLD = Nix (16 Px^2 + 8 Px + 6) / (10 Px + 5) \text{ (équation 1)}$$

Si $Px = 1$, alors on a :

$$RLD = 2 Nix \text{ (isotropie racinaire)}$$

Enfin, si $Px < 1$:

$$RLD = Nix (3 Px^2 + 2 Px + 1) / (2 Px + 1) \text{ (équation 2)}$$

Afin de pallier les erreurs expérimentales, un coefficient d'expérimentation CE est introduit. Il se calcul par le ratio de la longueur racinaire mesurée et la longueur racinaire calculée. Le modèle est donc sous la forme :

$$RLD = Nix * CO * CE$$

Pour se rapprocher au maximum de la réalité, les données ont été traitées en séparant d'une part racines grosses et fines et d'autre part celle obtenues dans l'horizon 0-30 cm, sous le billon (où la densité racinaire est plus forte) et celle obtenu dans l'horizon inférieur à 30 cm, y compris l'inter billon. Enfin, les données obtenues dans chacun aux stades végétatifs différents ont été traitées séparément dans un premier temps pour pouvoir en comparer les résultats.

1.4 Mesures à l'aide de la grille

Ces données, une fois le modèle établi, seront traitées via le logiciel RACINE 2 afin d'établir les cartographies racinaires.

Afin de paramétrer les calculs, le modèle établi précédemment est intégré dans le logiciel.

2 Culture d'*Ananas comosus* (L.) Merr sur couche mince de sol : système de rhizobox

Objectifs :

Adaptation du système 'Rhizobox' à l'observation du système racinaire de l'ananas en milieu contrôlé pour un suivi dynamique des interactions hôte/pathogènes du sol (nématodes et/ou symphytes).

La rhizobox permet d'observer une proportion maximale du système racinaire dans un milieu contrôlé (mais au plus proche des conditions naturelles) sous la contrainte des différents ravageurs en population monospécifique ou non.

Leur mise en œuvre suppose :

- ***Que l'on maîtrise dans ce système le développement du plant d'ananas au stade du premier flush racinaire (un à deux mois après plantation)***
- ***Qu'on obtienne une visibilité maximale des racines***
- ***Que l'on puisse inoculer des populations ravageurs (*Rotylenchulus reniformis* et *Hansenella* sp.) et que celles-ci s'adaptent bien à ce milieu***

Höveler (1892), Rogers et Heads (1963) et Bonzon (1969) cités par Bonzon portant sur les *Observations préliminaires sur la croissance et le développement racinaire d'Ananas comosus* (L.) Merr, variété *Cayenne Lisse* ont montré que la croissance des racines d'ananas derrière une plaque en verre était réalisable. Cependant, les plaques de verre étaient installées devant un profil cultural ou sur un caisson en bois. Dans les 'rhizobox' (Neumann, 2009) le système racinaire se développe dans une mince couche de sol entre deux plaques de verre, le dispositif en position oblique permet d'optimiser l'observation des racines grâce à leur géotropisme positif.

Les points importants dans la mise en place des rhizobox sont :

- L'implantation des racines entre les parois de verre, nécessitant une stabilisation du plant au sommet de la rhizobox, la pénétration des racines entre les parois et un milieu adéquat pour permettre leur développement (composition, texture, tassement...)
- L'humidification de la rhizobox pour apporter de l'eau à la plante sans saturer le milieu
- La mise en place d'un milieu où peuvent évoluer les ravageurs

- Orientation et suivi du développement des racines sur la plaque de verre

Ce protocole présente les solutions trouvées après plusieurs essais pour les différents problèmes, afin d'avoir un système le plus performant possible.

2.1 Adaptation des dimensions de la rhizobox

On souhaite observer le comportement du système racinaire pendant le premier flush racinaire (1 à 3 mois). Si l'on considère que la croissance moyenne, comme vu précédemment, est de 4,4 cm par semaine (Bonzon & Picard, 1969), un suivi sur 7 à 8 semaines nécessite donc une profondeur d'une trentaine de centimètre. Les rhizobox ont donc été réalisées avec des plaques de verres de 30 cm de côté, soit une surface de 900 cm².

L'épaisseur de la rhizobox, notée X (Figure 14) est un des paramètres importants que nous avons testé. Plus la distance entre les parois de verre sera faible et plus les racines auront de mal à y pénétrer, quatre épaisseurs de rhizobox ont été testées : 0,5 mm, 10 mm, 15 et 45 mm.

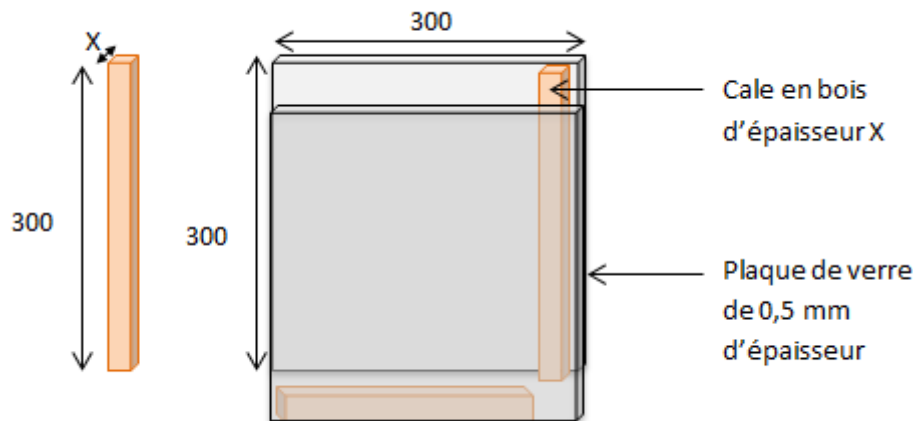


Figure 14 : Schéma et échelle (en mm) des différents éléments de la structure de la rhizobox

L'écartement entre les plaques de verre est inférieur au diamètre de la tige du plant, il a donc été nécessaire de fixer le plant au-dessus de la rhizobox. Pour cela, on utilise un gobelet en plastique, dont on a retiré la base et entaillé les côtés pour le fixer à l'extérieur des plaques de verre, comme le montre le schéma ci-dessous. Le gobelet est fixé sur les parois avec un scotch double face.

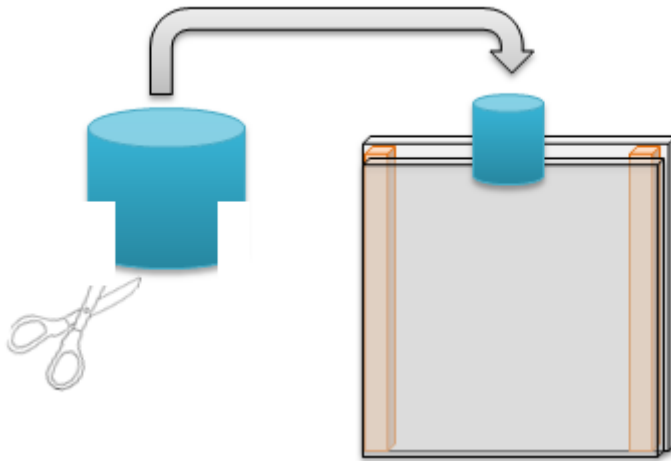


Figure 15 : Schéma explicatif d'une méthode de fixation du plant

Le plant est ainsi mis dans le gobelet avec de la terre couvrant les racines adventives.

2.2 Choix et préparation du plant

Des plants de petite taille (variété MD-2) avec déjà quelques racines en début de croissance semblaient être une bonne option, afin que les racines pénètrent plus facilement à l'intérieur de la rhizobox. L'essai a été fait de mettre en hydroponie des rejets d'ananas de la variété MD2. Cependant, les racines se sont révélées être trop fragiles pour être manipulées. Une seconde option a été retenue, culture de Vitro plant sur du sol en conditions stériles, permettant d'éviter l'implantation de ravageurs ou maladies dans la rhizobox.

Seules les racines basses, anciennes qui forment le réseau souterrain ont été conservées sur ces vitroplants, les autres étant soigneusement coupées au scalpel. Une fois les plants placés dans le gobelet au sommet de la rhizobox, les racines ont été placées entre les parois de verre et stabilisées par l'ajout de terre jusqu'à la base du plant.

Afin de s'assurer que les racines se développent le long de la plaque de verre, les rhizobox sont maintenues à une inclinaison de 30°.

2.3 Matériel utilisé pour le remplissage de la rhizobox

Le choix du sol et sa préparation doivent à la fois satisfaire le développement du système racinaire de l'ananas ainsi que l'implantation des ravageurs. L'ananas requiert un sol drainant et homogène, bien aérés en raison de la sensibilité de la plante à l'asphyxie et au changement de compacité du milieu.

Afin de se rapprocher des conditions naturelles, le sol utilisé est un sol jeune à allophanes (Aluminosilicates hydratés amorphes) prélevé sur une parcelle comportant des cultures d'ananas. Ce type de sol peu évolué est formé sur des projections volcaniques graveleuses ou sableuses (cendres et ponces) très perméables. La structure en conditions non perturbées est diffuse, le sol peu dur avec une cohésion nette. Les mottes de terre se brisent facilement pour former une sous structure de

petits agrégats stables, peu anguleux (Vankatapen, 2012, p. 46). Le sol a été stérilisé pendant une heure à 120°C.

Les symphytes se déplacent dans les fissures du sol. Leur prolifération nécessite donc un sol bien aéré, avec un minimum de particules anguleuses qui risquent de blesser leur cuticule. Le sol à allophanes correspond donc à leur besoin.

Le sol naturel introduit dans les rhizobox nécessitant un certain tassement, risque de limiter fortement les déplacements des symphytes. Pour recréer un milieu dans lequel les symphytes peuvent se déplacer, plusieurs essais ont été réalisés, avec différentes proportions et différentes tailles d'agrégats issus du sol naturel. Les nématodes quant à eux ne requièrent pas de conditions particulières. Le milieu le plus favorable est composé à 90% d'agrégats dont la taille est comprise entre 2 et 4 mm et 10% de terre fine (particules inférieures à 2mm). La terre fine est nécessaire pour le développement des racines et une meilleure diffusion de l'humidité.

La rhizobox est remplie à l'horizontal, ce qui permet de conserver une structure la plus aérée possible, sans variation de compacité.

2.4 Humidification du sol

L'objectif est de maintenir dans les rhizobox une humidité suffisante pour que l'eau soit accessible à la plante sans saturer le milieu, pour ne pas asphyxier les racines ni noyer les symphytes. Pour cela, des mèches en coton ont été positionnées de part et d'autre de la rhizobox et en dessous de manière à assurer par remontée capillaire une humidification suffisante sur les 30 cm de hauteur. La part de terre fine dans le sol de la rhizobox augmente également le potentiel de diffusion de l'eau. Ainsi, la meilleure solution testée est de positionner deux fois 15 mèches sur les côtés à l'intérieur de la rhizobox d'une hauteur de 30cm et 15 mèches permettant d'humidifier le bas de la rhizobox (Figure 16).

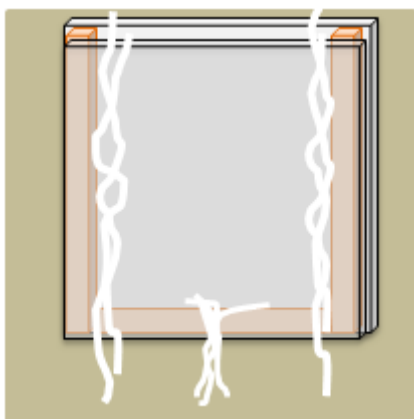


Figure 16 : Emplacement des mèches de coton dans la rhizobox

Un arrosage régulier de quelques millilitres deux fois par semaine directement sur le plant permet de compléter cette humidification autonome.

Le schéma ci-dessous illustre la réalisation finale des rhizobox.

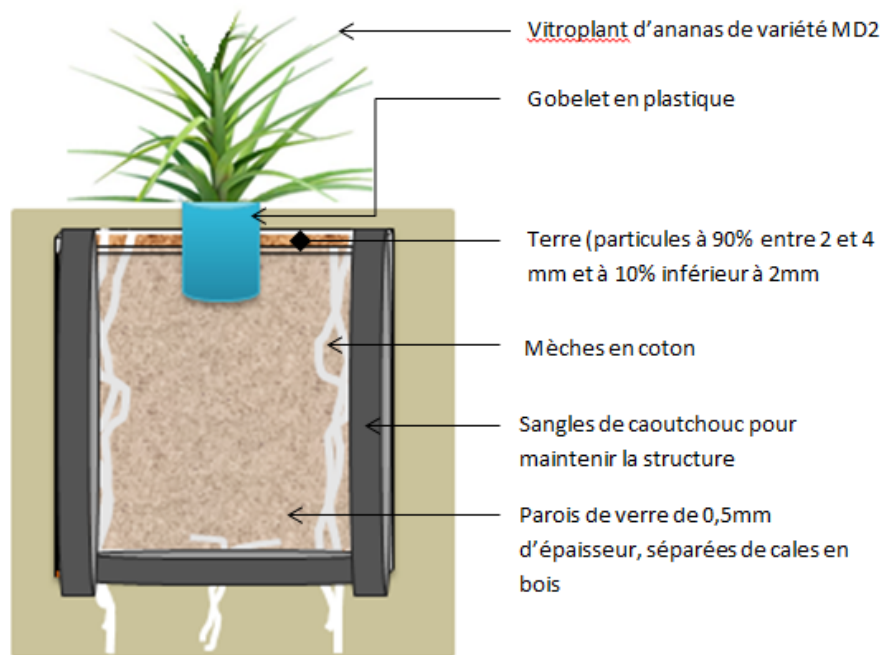


Figure 17 : Réalisation finale de la rhizobox

2.5 Suivi et analyse des résultats

Mise en place des rhizobox le 23 avril 2013.

Inoculation des nématodes (10 000/rhizobox) dans 3 rhizobox le 27 mai.

Inoculation des symphytes (30-40 par rhizobox) dans 3 rhizobox le 3 juin.

La plaque de verre sur laquelle doit se développer un maximum de racine a été recouverte d'une feuille de plastique transparente afin de pouvoir dessiner les racines à un pas de temps d'une semaine et ainsi analyser la vitesse de développement et de croissance. Une couleur différente est utilisée chaque semaine. Une fois que les trois couleurs disponibles ont été utilisées, la série reprend du début en veillant à noter à quelle série appartiennent les nouvelles racines.

Les résultats seront exploités en digitalisant les dessins puis en les analysant avec le logiciel WinRhizo (CIRAD).

Une analyse préliminaire a été faite avec un autre logiciel (Analyra)

RESULTATS

1 Méthode d'étude des ravageurs en milieu réel : mise en place d'un modèle de développement du système racinaire

La démarche se décompose ici en différentes parties : dans un premier temps, l'analyse des données brutes avec la présentation des données de densités racinaires observées sur le terrain et extraites, puis la détermination de l'orientation des racines. Dans un second temps, la détermination du modèle le plus adapté à l'étude : trois méthodes différentes de mise en place seront testées, en utilisant les faces verticales des cubes comme référence. Puis, la méthode choisie sera également appliquée pour déterminer le modèle à partir des faces de cube horizontales. Enfin, ce modèle sera utilisé pour des applications directes grâce au logiciel Racine² (CIRAD).

1.1 Analyse des cubes : extraction racinaire et comptage d'impacts

1.1.1 Evolution de la densité racinaire (RLD)

L'extraction racinaire permet d'obtenir une longueur (en mètres, m) de racines pour un volume de cube (dm). La densité racinaire de l'horizon 0-30 cm est plus forte, étant donné le caractère superficiel des racines d'ananas. Cet horizon sera noté H1 dans la suite des résultats. L'horizon H2 correspond à une profondeur comprise entre 30 et 60 cm.

En moyenne, la longueur racinaire obtenue pour un cube (1 dm³), sur la parcelle d'ananas en fin de stade végétatif est de 1,75m pour les grosses racines (RG) et 19,65m pour les racines fines (RF). Les longueurs obtenues sur la parcelle d'ananas au milieu du cycle végétatif sont similaires pour les racines fines (18,28m) mais inférieures pour les grosses racines (0,75m). Cependant, ces longueurs varient fortement d'un échantillon à l'autre, surtout concernant les racines fines : les écarts types sont d'environ 12 pour les données des prélèvements 1 et 2 alors qu'ils sont inférieurs à 1 pour les grosses racines. Ces variations peuvent notamment s'expliquer par la présence d'éléments grossiers dans certains échantillons, empêchant ainsi le développement des racines. L'hétérogénéité des résultats oblige à travailler essentiellement à partir des moyennes des longueurs racinaires, ce qui est normal pour ce type d'étude.

La densité racinaire de l'ananas, sur une profondeur de 30 cm est donc de 20 064 m/m³ dont 95% de racines fines, avec un diamètre inférieur à 0,5mm.



Figure 18 : Evolution de la RLD mesurée en fonction de la profondeur (horizon H1) et de l'âge des plants

La densité de racines fines est clairement supérieure dans l'horizon de surface (H1) quel que soit l'âge des plants (Figure 18). Lorsque le plant est plus âgé (9 mois), la proportion de racines grosses dans l'horizon supérieur augmente mais reste bien inférieur à celui des racines fines.

Les données concernant le nombre d'impacts moyen sur les faces du cube rejoignent ces résultats : le nombre d'impacts de racines fines sera plus important lorsque les cubes sont prélevés dans l'horizon supérieur. De même, les grosses racines présentent davantage d'impacts sur les cubes du premier prélèvement (plants de 9 mois).

1.1.2 Orientation des racines

L'indice d'anisotropie indique la déviance des racines par rapport à une orientation isotrope : dans le cas d'une orientation aléatoire ($An=0$), les racines sont dites isotropes, leur répartition et leur croissance sont homogènes dans le milieu à condition que celui-ci soit également homogène. Plus cet indice est supérieur à 0, plus l'orientation des racines est dite anisotrope. Le calcul de l'indice d'anisotropie An des racines montre une très faible déviation (Figure 19) par rapport à une orientation aléatoire (où $An=0$) : les résultats sont en moyenne de 0,04.

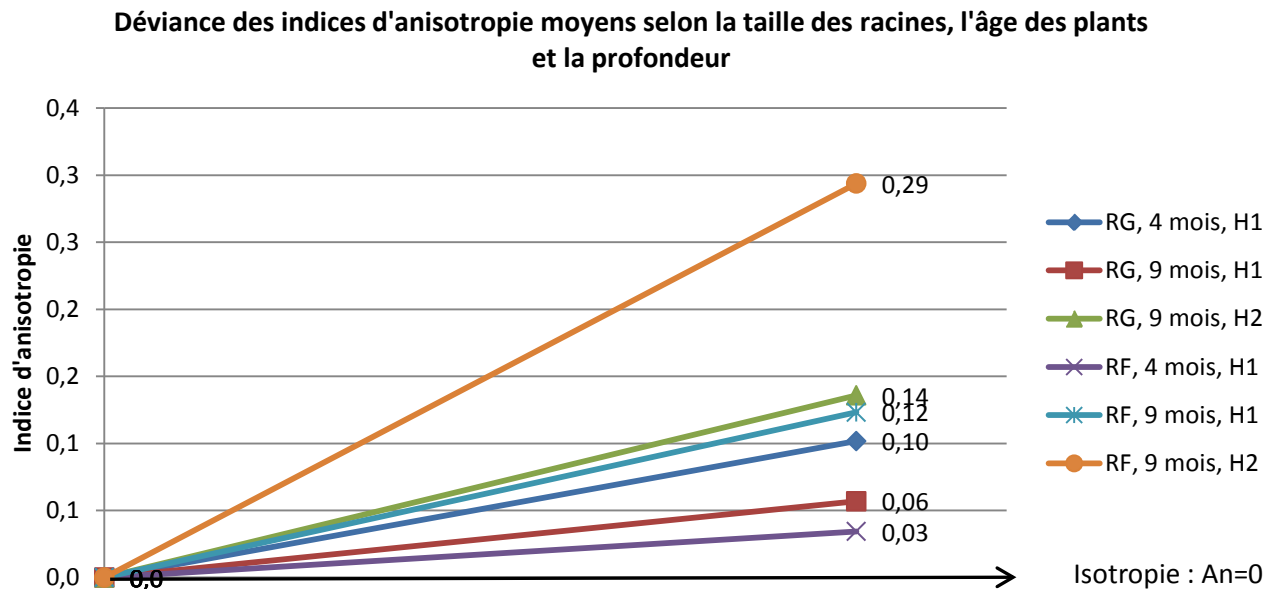


Figure 19 : Orientation des racines selon les différentes catégories

Les racines fines âgées de 9 mois et situées à plus de 30 cm de profondeur sont les plus anisotropes. De manière générale, les racines les plus profondes sont celles avec l'indice d'anisotropie le plus élevé. Il semble donc que la profondeur ait une influence sur l'orientation des racines, davantage que l'âge ou le diamètre des racines. Cependant, ces résultats sont à relativiser étant donné le faible nombre de racines trouvées en profondeur, insuffisant pour réellement caractériser leur orientation. De plus, l'horizon H2 étant compact sur le premier prélèvement (plants de 9 mois), cela peut expliquer l'anisotropie des racines, qui chercheraient une fissure où pénétrer. L'anisotropie semble donc dans ce cas due à des facteurs externes.

L'indice d'anisotropie n'étant pas tout à fait égale à 0, l'étude de l'orientation préférentielle des racines, par le calcul de l'indice P, peut apporter des éléments de précision.

Pour cela, la comparaison des moyennes du nombre d'impacts racinaires sur chacune des faces des cubes (horizontale, longitudinale et transversale) permet de détecter une orientation préférentielle : si une face a plus d'impacts que les autres, les racines s'orientent davantage vers celle-ci. Au vu des données, aucune face n'a clairement un nombre d'impacts supérieur. Le calcul de l'indice d'orientation préférentielle P pour chaque face permet d'affiner ce constat. Pour rappel, P se détermine par le ratio suivant :

$$Px = \frac{(Niy + Niz)}{2Nix} \quad (x \text{ correspond à la face choisie comme « référence », où une orientation préférentielle est supposée, y et z étant les deux autres faces})$$

Après calcul, si $P > 1$, cela montre une orientation préférentielle sur la face en question.

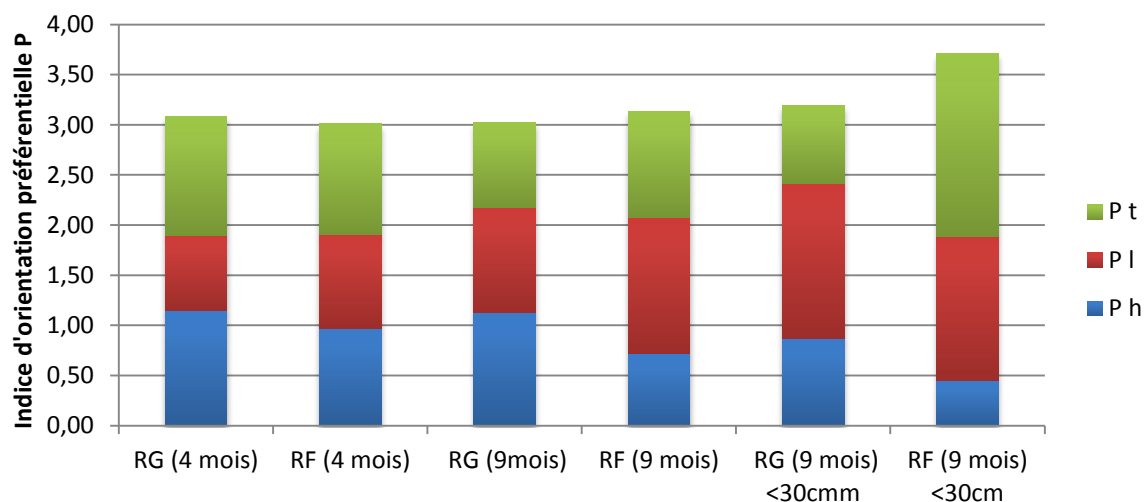


Figure 20 : Comparaison des indices d'orientation préférentielle selon les différentes faces et catégories de racines

Globalement, les variations sont très faibles et aucun indice moyen de P ne se démarque réellement (Figure 20). Le calcul de l'orientation préférentielle (P) pour chacune des faces confirme ce résultat. Dans tous les cas, les indices moyens de P sont proches de 1, ce qui montre une tendance au développement aléatoire des racines. On peut tout de même noter que les grosses racines (RG) se développent légèrement plus de manière horizontale ($P_h > 1$), alors que les fines (RF) se développent davantage de manière verticale ($P_h < 1$). Cependant, les différences sont très faibles (entre 10 et 20%).

Les données obtenues pour les racines de H2 sont à prendre avec précaution étant donné le faible nombre de racines. L'orientation des racines fines varie légèrement, avec une tendance à la verticalité qui se maintient. Il semble donc possible de regrouper les résultats des différentes profondeurs.

1.1.3 Comparaison des différents profils sur les deux localisations

Les moyennes des résultats de RLD par profil sur l'horizon H1 permettent une comparaison des modalités.

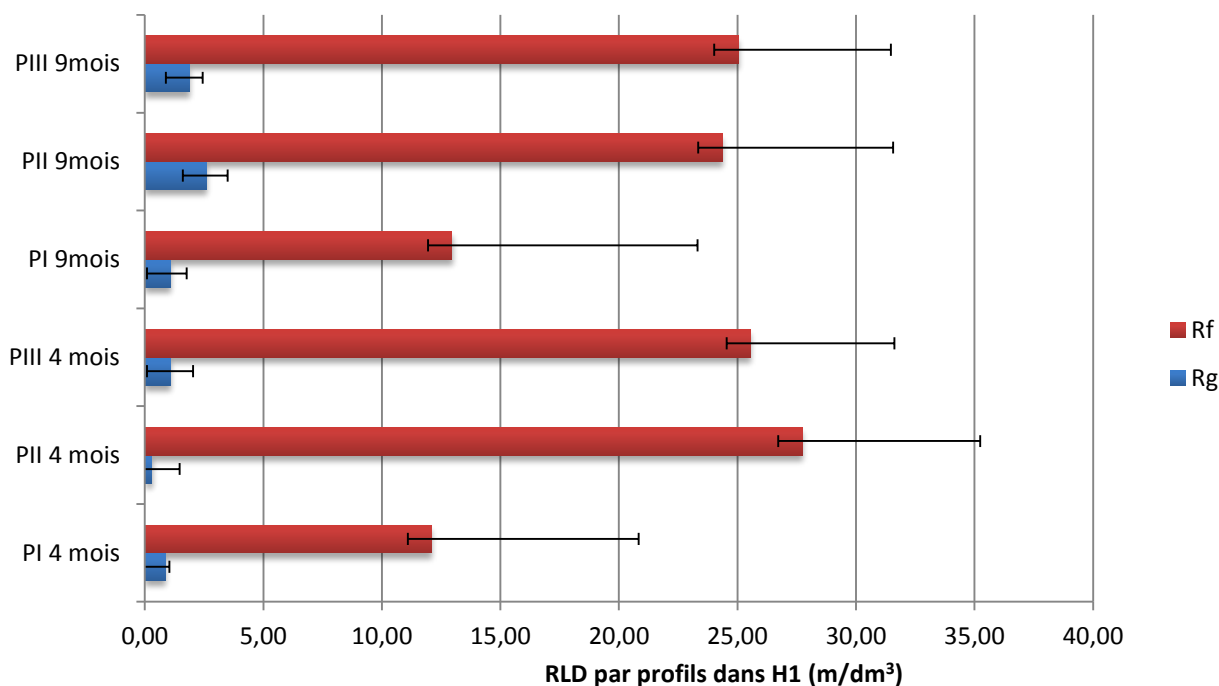


Figure 21 : RLD des différents profils sur H1 (P I, II et III correspondant aux profils, Rg aux racines grosses et Rf aux racines fines)

Le profil 1 (PI) de 9 mois possède moins de racines dans l'horizon supérieur (Figure 21) et aucune racine grosse en profondeur. Les plants de ce billon avaient apparemment un enracinement moins vigoureux, peut-être à cause d'une présence localisée de ravageurs (non détectée par les pièges en place). La proportion racines fines/racines grosses est similaire dans chacun des profils. Dans les deux localisations, les densités racinaires et les écarts types sont analogues. Ces similitudes justifient donc les calculs des moyennes des données des différents profils effectués précédemment. Les écarts types sont encore une fois élevés à cause de la forte dispersion des données, ce qui est normal dans ce type d'étude.

Orientation préférentielle des racines sur les faces verticales (Pv) selon les différents profils

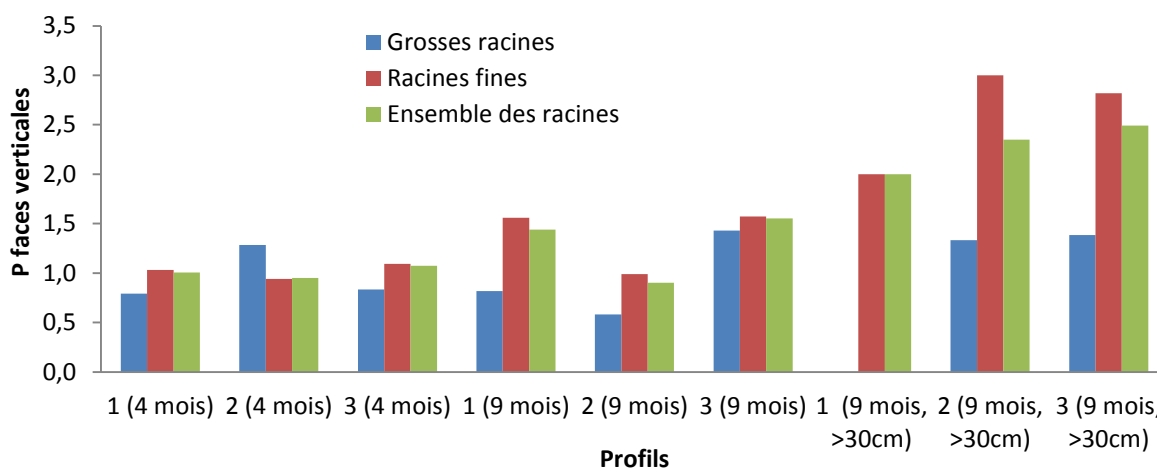


Figure 22 : Comparaison de l'orientation préférentielle moyenne sur les différents profils

Pour chaque profil, à la même profondeur, les orientations racinaires sont du même ordre de grandeur (entre 1 et 1,5) (Figure 22). L'âge des plants influe légèrement sur l'orientation des racines fines en leur donnant une tendance au parallélisme ($P>1$). Cette tendance s'accroît en profondeur où les racines fines semblent avoir une orientation parallèle.

Globalement, on constate qu'il n'y a pas de différence significative entre les orientations racinaires des différents profils. Les plants en question ont donc un enracinement et un développement racinaire similaires.

1.2 Formulation et calibration du modèle

La méthode de comptage d'impacts racinaires sur une grille placée devant le profil cultural équivaut au comptage du nombre d'impact sur les faces longitudinale et transversale des cubes. Afin de pouvoir utiliser le modèle pour valoriser les résultats de cette méthode, la suite des calculs s'effectue avec la moyenne du nombre d'impacts sur les faces verticales (longitudinale et transversale), noté Niv. Ainsi, l'orientation préférentielle sur les faces verticales (Pv) moyenne obtenue est de 0,90 pour les grosses racines et 1,16 pour les fines. On verra cependant que l'on peut aussi appliquer le modèle à des comptages d'impacts sur des profils horizontaux.

1.2.1 Formulation du modèle en fonction de la profondeur, par méthode graphique

Le graphique ci-dessous met en relation l'évolution de Pv en fonction de la profondeur (Dv), pour les racines fines, une fois les données aberrantes retirées (présence de cailloux, absence de racines etc.).

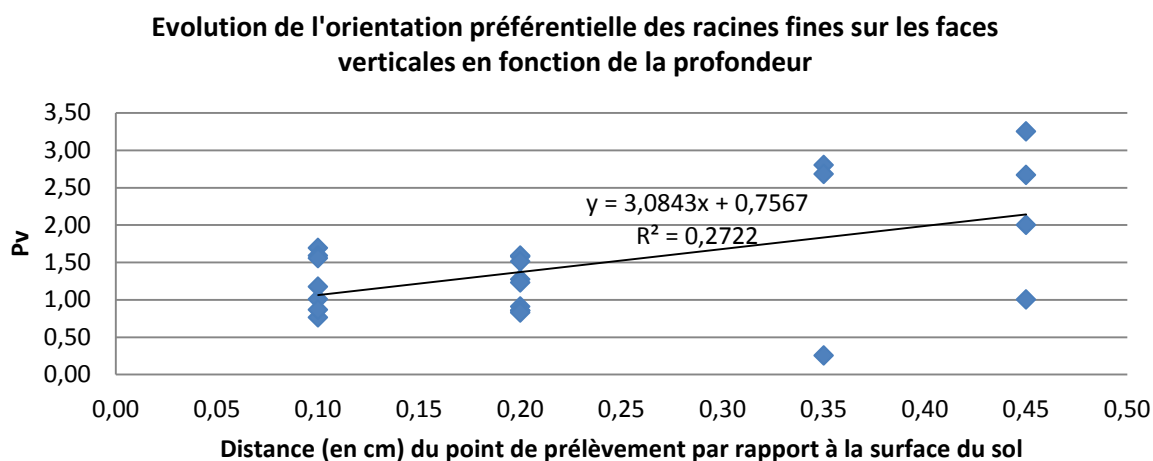


Figure 23 : Calcul d'une corrélation RLD/ni tenant compte de la profondeur

L'équation de régression entre Pv et Dv (distance par rapport à la surface) (Figure 23) permet un calcul du passage de nombre d'impacts à la longueur racinaire, en prenant en compte la profondeur. Cependant, le faible coefficient de corrélation obtenu pour cette relation n'autorise pas à l'exploiter pour mettre en place une équation de passage entre la densité racinaire et le nombre d'impacts. Le lien entre profondeur et orientation préférentielle est une piste intéressante mais pas assez fiable dans ce cas.

1.2.2 Il faudrait un nombre de données supplémentaires pour conforter un modèle de ce type. Formulation du modèle géométrique

Ce modèle est de la forme $RLD = CO \cdot CE \cdot Niv$ (cf Matériels et méthodes, 3.3.3). C'est une méthode simple et ici plus adaptée qui consiste à utiliser dans l'équation un coefficient d'orientation CO. Son calcul se fait par deux équations différentes comme expliqué en matériel et méthodes (cf. Matériels et Méthodes, équations 1 et 2), selon que P soit supérieur ou inférieur à 1. CO pour les racines grosses est ainsi de 1,87 et de 2,21 pour les racines fines. Ces valeurs restent proches de 2, ce qui correspond à des racines isotropes.

Enfin, un coefficient expérimental CE est ajouté pour pallier les erreurs expérimentales. Il est exprimé par le ratio de la valeur de densité racinaire mesurée et celle calculée par la formule $RLD = CO \cdot Niv$ (avec, pour rappel, Niv le nombre d'impacts moyens sur les faces longitudinales et transversales).

Ainsi, l'équation de passage du nombre d'impacts à la densité racinaire est de la forme :

$$RLD = CO \cdot CE \cdot Niv$$

Les résultats obtenus sont présentés dans le tableau suivant, selon les tailles et profondeurs de racines.

Tableau 2 : Présentation des CO et CE obtenus pour les différentes catégories de racines

| | CE | CO | CO*CE |
|---------------------------------|------|------|-------------|
| Racines grosses >30cm | 1,21 | 1,83 | 2,21 |
| Racines fines >30cm | 2,13 | 2,23 | 4,75 |
| Racines grosses <30cm | 0,63 | 2,21 | 1,39 |
| Racines fines <30cm | 1,13 | 3,79 | 4,28 |

Comme vu précédemment, la profondeur n'est pas un facteur déterminant pour l'orientation racinaire. Au vu des résultats de CO corrigé (CO*CE), il est possible de regrouper les données des différentes profondeurs pour n'obtenir qu'une équation globale en séparant toutefois racines grosses et fines. Ainsi, en calculant CO*CE selon les moyennes des différents échantillons, les équations RLD en fonction de Niv sont de la forme :

- Racines grosses : $RLD = 2,21 \cdot Niv$
- Racines fines : $RLD = 4,70 \cdot Niv$

Les coefficients sont plus proches de ceux obtenus pour l'horizon H1 puisque les données étaient plus nombreuses. De plus, une partie des échantillons de l'horizon H2 ne comptait pas de racines donc n'a pas pu être pris en compte dans les résultats.

Il est également possible de simplifier les résultats en ne distinguant pas les racines selon leur diamètre. Le modèle de passage est alors proche de celui des racines fines puisque celles-ci sont, comme expliqué précédemment, largement majoritaires. On obtient ainsi :

- Racines totales : $RLD = 4,40 \cdot Niv$

Ces équations ne donnent pas de résultats de RLD exacts mais parviennent à s'approcher de la densité racinaire mesurée (tableau ci-dessous, RLD en m/dm^3).

Tableau 3 : Application du modèle à deux exemples concrets

| | RLD Rg RLD = 2,21 * Niv | RLD Rf RLD = 4,70 * Niv | RLD tot RLD = 4,40 * Niv |
|-------------------------------|--|--|---|
| RLD calculée exemple 1 | 1,10 | 22,01 | 22,87 |
| RLD mesurée exemple 1 | 0,66 | 28,16 | 28,82 |
| RLD calculée exemple 2 | 1,79 | 41,36 | 42,24 |
| RLD mesurée exemple 2 | 2,17 | 37,87 | 40,04 |

Ces résultats conservent une marge d'imprécision assez élevée qui sera discutée par la suite.

1.2.3 Comparaison du modèle géométrique avec une régression linéaire

Le modèle géométrique permet une relation directe entre la densité racinaire et le nombre d'impacts moyen sur les faces verticales des cubes, en tenant compte de l'orientation des racines. Il serait intéressant de comparer ces résultats avec ceux obtenus sur les graphiques ci-dessous (Figure 24 & Figure 25), de manière empirique, en mettant en relation RLD et Niv mesurés. Les données aberrantes (échantillons sans racines ou perturbés par les éléments grossiers) ont été retirées de l'analyse.

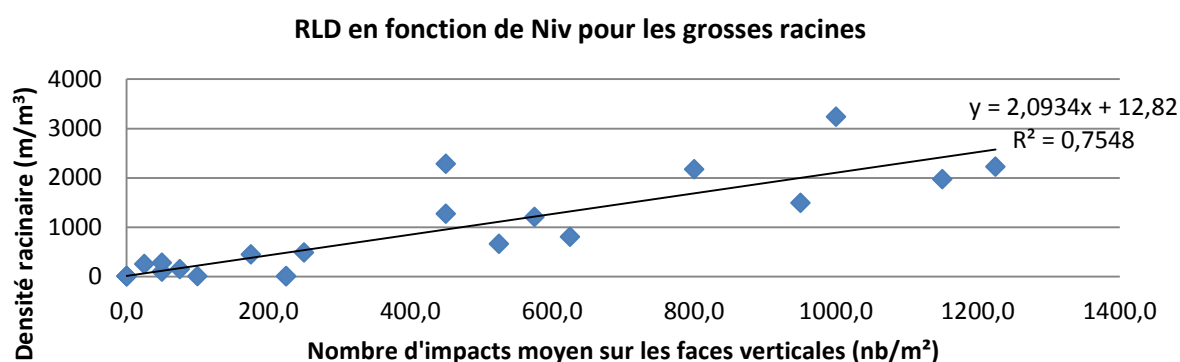


Figure 24 : Comparaison du modèle géométrique à une relation empirique pour les grosses racines

L'ordonnée à l'origine présente dans l'équation (Figure 24) correspond à la longueur de racines présentes dans l'échantillon même si on ne dénombre pas d'impacts sur les faces verticales : ici, cela représente 13 mètres de racines pour un m^3 . Ce chiffre peut être dû aux erreurs expérimentales, dans le comptage d'impacts ou le prélèvement de racines. Mais cela peut également s'expliquer par des racines qui seraient présentes dans le cube sans présenter d'impacts sur les faces verticales.

Par ailleurs, le coefficient de corrélation R^2 est proche de 1, montrant ainsi que l'équation explique relativement bien la distribution des points, pour ce type d'étude, étant donné l'imprécision des données de départ.

La pente de l'équation (2,09) est proche du coefficient de passage $\text{CO} \cdot \text{CE}$ (2,21 obtenu par le calcul, bien que légèrement inférieure. Cela conforte donc le modèle.

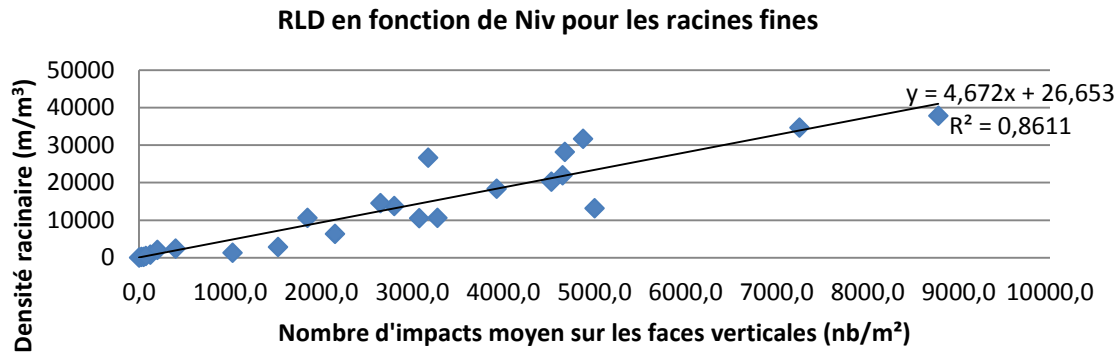


Figure 25 : Comparaison du modèle géométrique à une relation empirique pour les racines fines

De même, pour les racines fines (Figure 25), le coefficient de corrélation montre que cette équation est représentative de la distribution des points. La pente obtenue graphiquement est de 4,67 alors que le coefficient de passage obtenu par le calcul est de 4,70. La proximité de ces deux nombres laisse penser qu'une simple régression linéaire permet d'établir, dans ce cas, un coefficient de passage efficace entre la densité racinaire et les impacts dénombrés sur un profil.

Cependant, le calcul du modèle géométrique est nécessaire pour valider ce modèle empirique

1.2.4 *Modèle géométrique pour un comptage d'impacts sur profil horizontal*

Il est également possible de mesurer, sur le terrain, le nombre d'impacts racinaires sur la face horizontale. Cela passe alors par l'extraction des parties aériennes du plant et d'une couche de sol d'une profondeur déterminée.

La mise en place d'un modèle de passage en prenant la face horizontale comme référence permet ainsi d'exploiter les données obtenues par cette méthode.

En toute logique, les orientations des racines étudiées en prenant la face horizontale sont inversées par rapport à celles sur les faces verticales. Les valeurs de Ph montrent en effet une légère tendance des grosses racines au développement parallèle sur cette face, alors que les fines s'orientent plutôt verticalement. Cependant, ces orientations sont très faibles et la tendance dominante reste l'isotropie. Les valeurs de CO sont donc proches de 2 (Tableau 4 : CO et CE pour un modèle géométrique basé sur un profil horizontal).

Tableau 4 : CO et CE pour un modèle géométrique basé sur un profil horizontal

| | CE | CO | CO*CE |
|---------------------------------|------|------|-------------|
| Racines grosses >30cm | 1,18 | 2,19 | 2,58 |
| Racines fines >30cm | 2,22 | 1,81 | 4,01 |
| Racines grosses <30cm | 0,49 | 1,83 | 0,90 |
| Racines fines <30cm | 0,96 | 1,32 | 1,26 |

La profondeur semble avoir une influence sur l'orientation des racines. Cependant, pour les grosses racines situées à plus de 30 cm, seuls trois échantillons ont pu être exploités, les autres n'ayant pas de racines. Dans ces trois échantillons, la très faible quantité de racines empêche une estimation

fiable de l'orientation. De même, les racines fines sont présentes en profondeur mais en faible quantité.

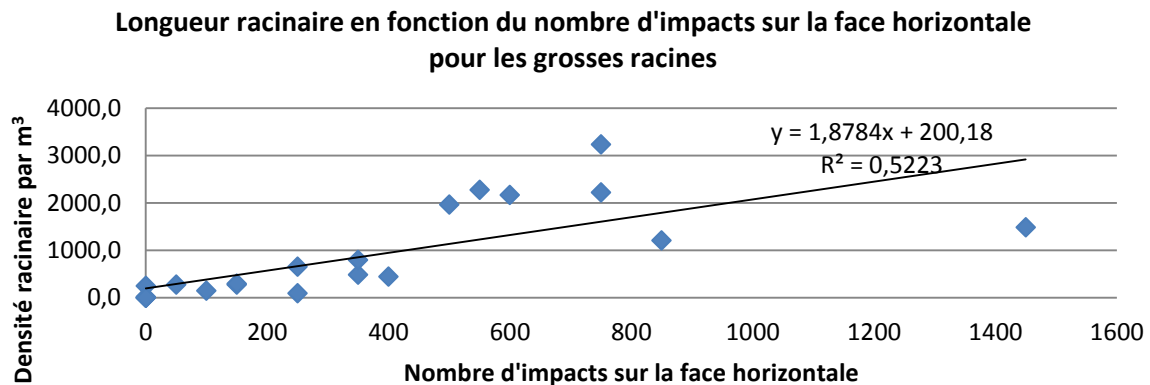


Figure 26 : Relation empirique entre RLD et nombre d'impacts sur la face horizontale pour les grosses racines

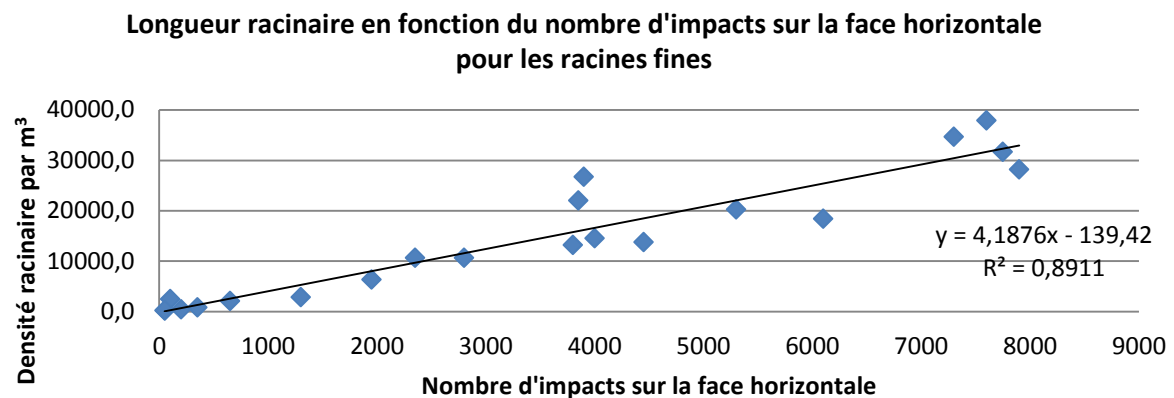


Figure 27 : Relation empirique entre RLD et nombre d'impacts sur la face horizontale pour les racines fines

Le modèle empirique pour les grosses racines (Figure 26) n'est pas représentatif : la régression linéaire ne représente pas assez précisément la distribution des données, comme l'illustre le coefficient de corrélation de seulement 0,52.

En revanche, pour les racines fines (Figure 27), l'équation obtenue semble acceptable : le coefficient de corrélation de 0,89 prouve que celle-ci illustre de manière représentative la distribution des points. La pente de 4,19 rejoint le résultat obtenu par le modèle géométrique (4,01), du moins pour les racines fines à une profondeur supérieure à 30 cm.

1.3 Application du modèle : cartographie racinaire avec le logiciel Racine² (CIRAD)

1.3.1 Cartographies des profils précédemment étudiés

1.3.1.1 DENSITE D'IMPACTS ET DENSITE RACINAIRE

Le modèle prenant pour référence les faces verticales a été intégré dans le logiciel de cartographie racinaire Racine² (CIRAD), en différenciant les racines grosses, fines et la somme des deux (équations obtenues précédemment grâce au modèle géométrique). Ce logiciel permet ainsi d'exploiter les données de comptage d'impacts sur grille réalisées sur les mêmes profils de sol que ceux sur lesquels les cubes ont été prélevés.

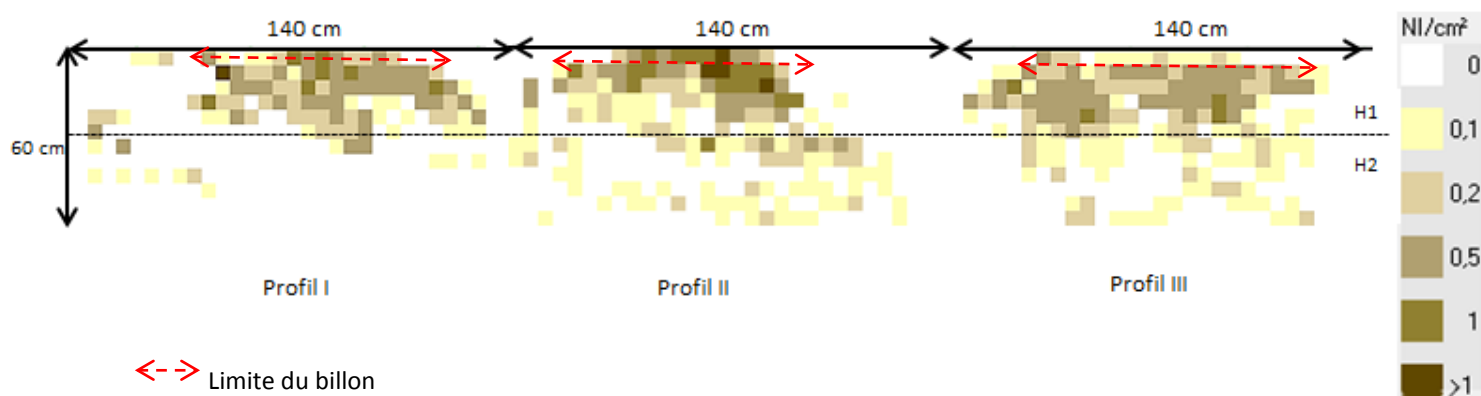


Figure 28 : Cartographie de densité d'impacts racinaires pour les profils I, II et III des plants en fin de cycle végétatif

Ainsi, pour les trois profils réalisés sur des plants âgés de 9 mois à différents endroits de la parcelle, les cartographies (Figure 28 : Cartographie de densité d'impacts racinaires pour les profils I, II et III des plants en fin de cycle végétatif) illustrent la répartition, pour l'ensemble des racines, des impacts sur le billon et les interbillons (140 cm de long sur 60 cm de profondeur). A la saisie des données de comptage de la grille (maille de 5 cm²), le logiciel calcule simultanément le nombre d'impacts au cm².

La densité racinaire est plus importante sur H1 (Figure 28 **Erreur ! Source du renvoi introuvable.**). Au-delà de H1, la répartition des racines varie : on note des zones de vide, peut être dues à la présence d'éléments grossiers ou de zones de compaction auxquelles les racines d'ananas sont très sensibles. L'enracinement en profondeur des plants sur le premier profil est moins vigoureux que sur les suivants. Le parallèle avec la photographie du profil peut expliquer cette différence.

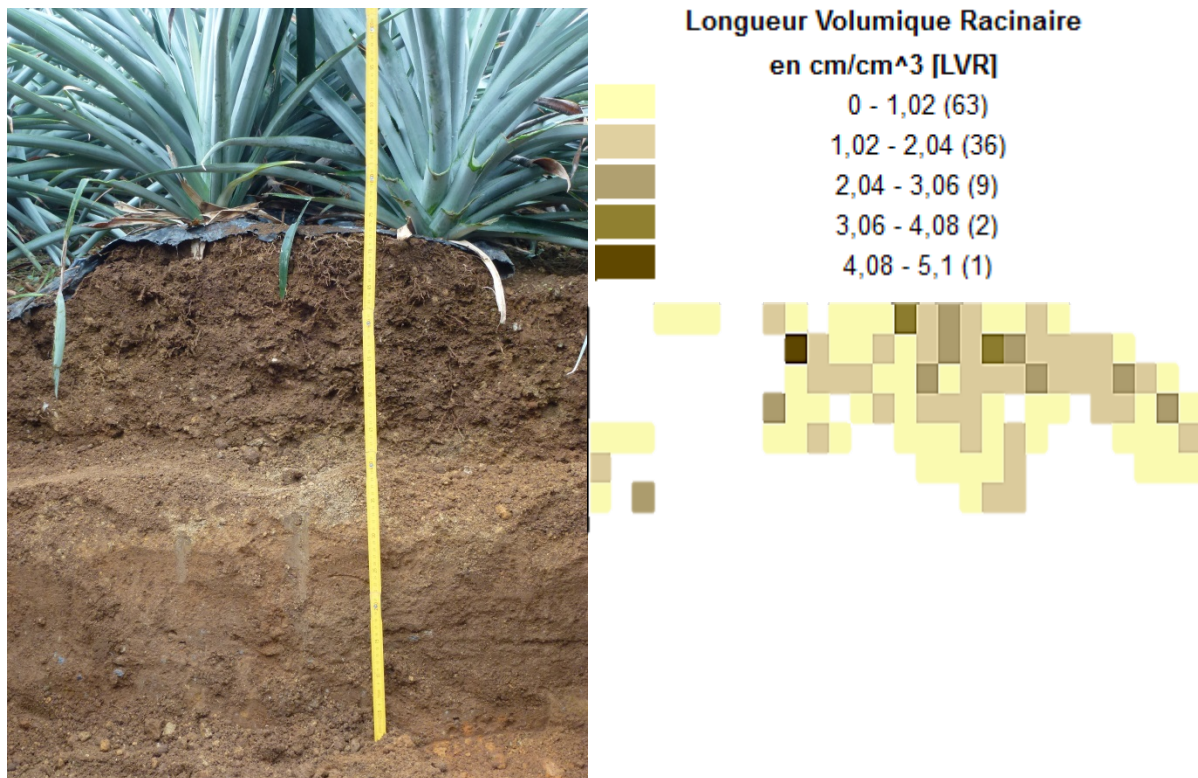


Figure 29 : Lien entre la cartographie de RLD et la réalité du profil

Sur les 30 premiers centimètres, le sol est meuble et aéré (Figure 29), alors qu'à partir de la moitié du profil la compaction est clairement visible, d'où une difficulté de pénétration des racines ce qui explique la faible densité d'impacts racinaires en profondeur. Par contre, la différence d'enracinement au niveau de H1, comme évoqué précédemment, peut s'expliquer par une attaque localisée des ravageurs telluriques (nématodes) qui auraient atténué le développement du système racinaire. Les pièges ont été placés sur la parcelle mais seule une analyse réalisée au pied des plants en question confirmerait l'attaque.

1.3.1.2 TAUX D'EXPLORATION RACINAIRE

Le logiciel permet également d'obtenir les données du taux d'exploration racinaire pour chaque profil. Ce taux d'exploration renseigne sur le volume de sol potentiellement utile. Pour cela, il faut supposer que la racine peut épuiser totalement la forme assimilable du nutriment au niveau du rhizoplane, qu'elle établit un profil d'épuisement tendant vers la concentration initiale et que l'accessibilité du nutriment décroît en fonction de la distance. Le taux d'exploration est donc le ratio volume de sol accessible sur volume total.

Le schéma suivant reprend la cartographie du taux d'exploration racinaire directement appliquée au profil (profil 3 du premier prélèvement). Le taux d'exploration est nettement plus important dans la partie supérieure du profil et juste dans l'axe vertical du plant.

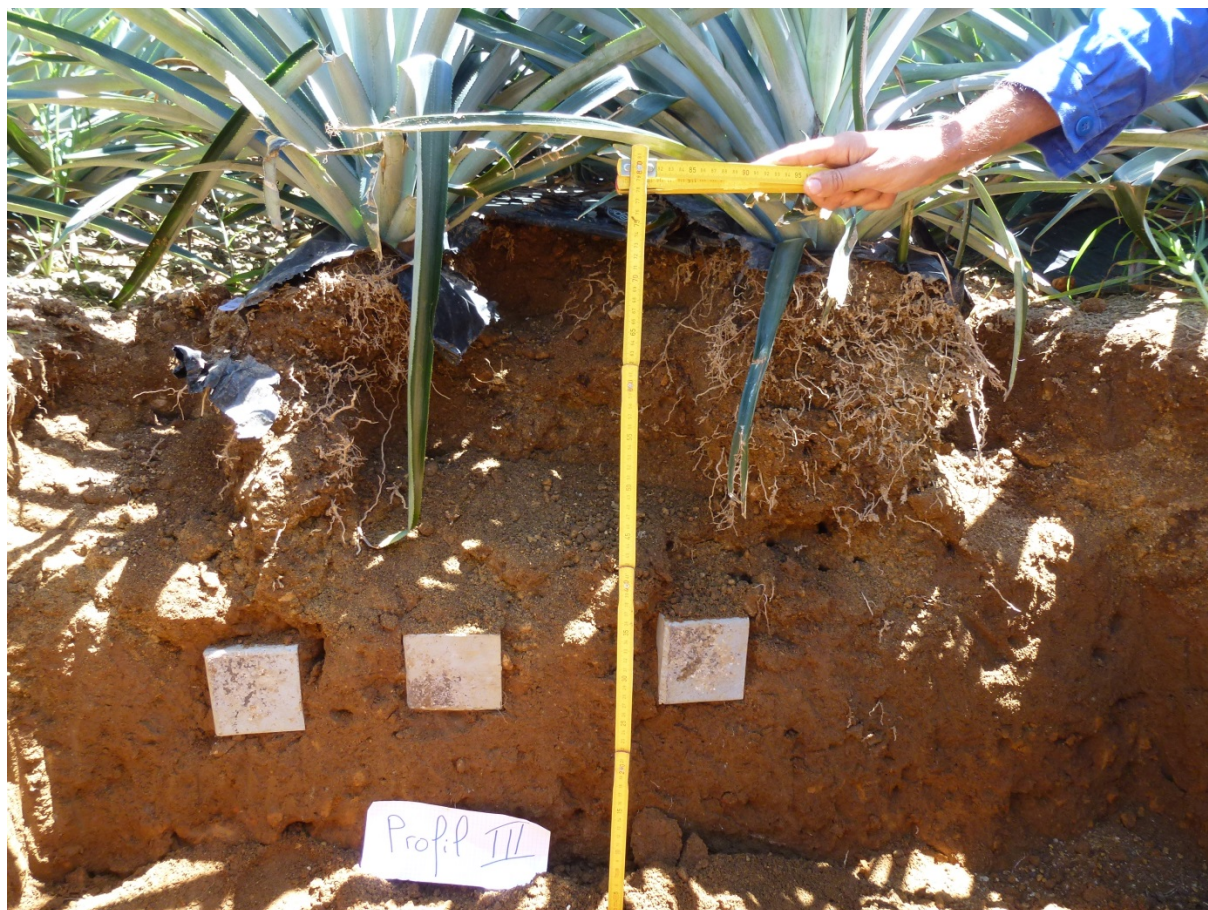


Figure 30 : Taux d'exploration appliqué au profil racinaire

Comme pour le profil I, la compaction du sol en profondeur limite la pénétration des racines et *a fortiori* l'alimentation en eau et en éléments minéraux (). Un travail du sol plus adapté permettrait certainement un enracinement plus profond et plus vigoureux.

Les taux d'exploration des deux prélèvements (9 et 4 mois) sont difficilement comparables puisque dans le premier cas, le relevé d'impact inclus également l'interbillon où le taux d'exploration est faible. La moyenne du taux d'exploration par profondeur de ces profils est donc diminuée. En revanche dans le second cas, le comptage n'est réalisé que dans les limites du billon d'où un enracinement plus important et un taux d'exploration plus fort.

Pour les profils du premier prélèvement, les taux d'exploration, sur une surface de 140*60 cm² sont représentés sur le premier graphique ci-dessous. Ceux de second prélèvement, pour une surface de 80*30 cm² sont représentés sur le second graphique.

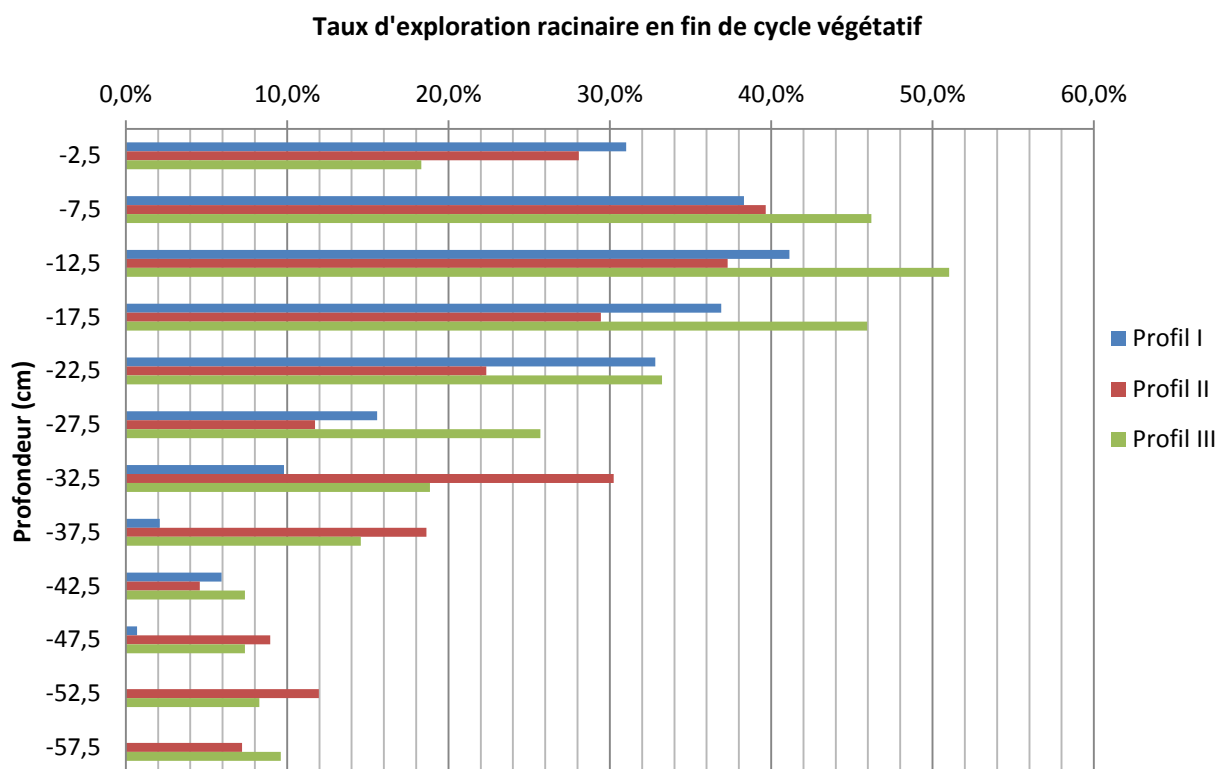


Figure 31 : Taux d'exploration racinaire selon la profondeur sur H1 & H2 (9 mois)

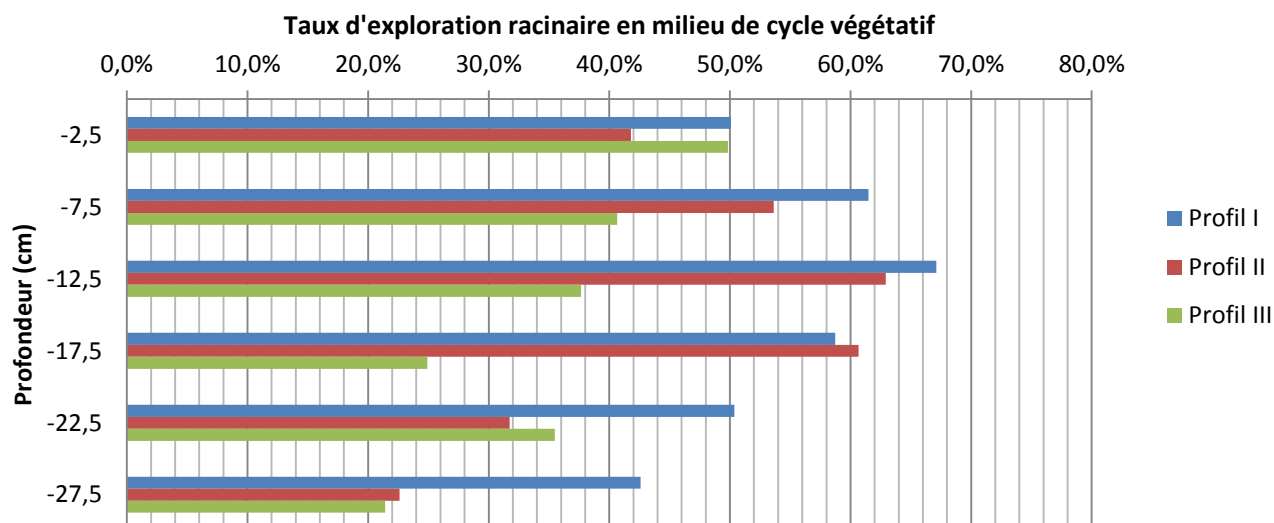


Figure 32 : Taux d'exploration racinaire selon la profondeur sur H1 (4 mois)

Dans les deux cas, le taux d'exploration est le plus important entre 5 et 20 cm de profondeur. L'apport d'intrants directement sur le billon, ainsi que la technique du billon sur des sols compactés en dessous de 30-40 cm sont potentiellement responsables de ce développement en surface. Les racines trouvant leurs éléments nutritifs en surface n'ont pas besoin d'explorer le profil plus profondément.

1.3.2 Comparaison de profils réalisés en conditions de parcelles non infestées et en conditions de parcelles infestées par symphytes et/ou nématodes

Deux séries de trois profils racinaires ont été réalisées sur des parcelles d'une part potentiellement infestées par les symphytes et d'autre part par les nématodes (les analyses sont en cours pour déterminer le niveau d'infestation).

La saisie des comptages d'impacts sur grille sur le logiciel nous permet d'obtenir des comparaisons de RLD, par rapport aux comptages réalisés sur les profils racinaires de plants âgés de 4 mois étudiés précédemment. Les paramètres tels que l'altitude et l'âge des plants (de 4 à 7 mois) varient mais permettent tout de même une idée générale de l'impact des ravageurs sur le développement racinaire.

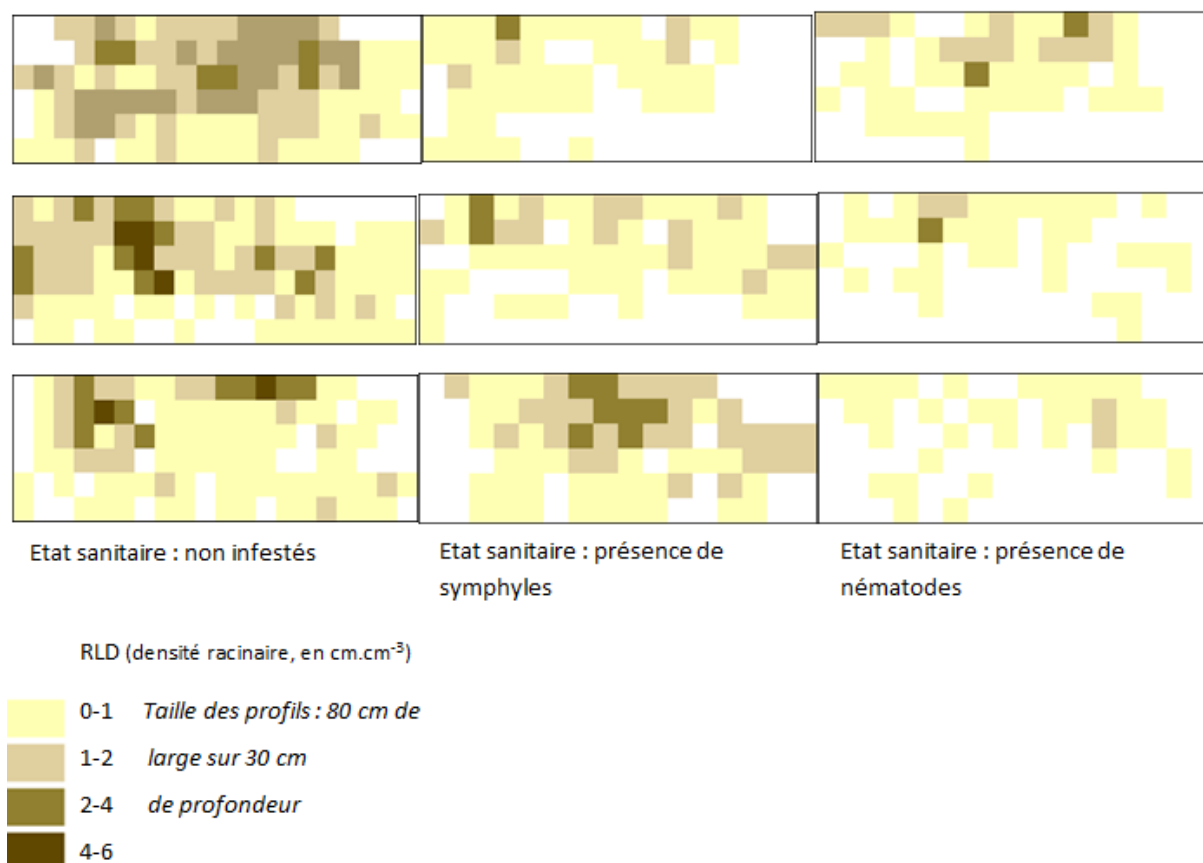


Figure 33 : Comparaison des RLD en conditions de parcelles saines et infestées

Les plants infestés par les symphytes présentent essentiellement des racines fines, plus fines que celles observées sur les profils précédents. La densité racinaire est globalement moins importante et l'enracinement est moins profond (Figure 33). Le troisième profil de cette parcelle présente un enracinement satisfaisant : cela peut s'expliquer par la dynamique spatiale des populations de symphytes ; populations très agrégées avec des foyers de quelques mètres de diamètre au maximum et avec des attaques très localisées. Ce plant en l'occurrence ne semble pas avoir souffert d'une attaque, du moins pas très intense.

Les plants étudiés sur la parcelle potentiellement infestée de nématodes présentent une majorité de grosses racines et très peu de fines. La densité racinaire est très faible sur ces profils et les plants présenteront certainement des carences à cause d'une absorption racinaire insuffisante.

La mise en place d'un modèle de développement du système racinaire de l'ananas peut conduire à une méthode d'estimation de l'impact des ravageurs telluriques sur les racines. Le modèle jusque-là mis en place demande à être validé par davantage de relevés mais donne une idée assez fiable du développement racinaire. Les profils réalisés sur les parcelles infestées semblent bien montrer, après calculs et réalisation de cartes, des différences de vigueur d'enracinement tant en densité qu'en profondeur.

2 Méthode d'étude des ravageurs en milieu contrôlé : rhizobox

2.1 Format de la rhizobox

Plusieurs essais ont été réalisés pour déterminer quelle épaisseur de couche de sol convient le mieux, comme résumé dans le tableau ci-dessous.

Tableau 5 : Bilan des différentes épaisseurs de rhizobox testées

| Espace entre les plaques de verre (mm) | Avantage | Inconvénient | Bilan des essais |
|--|---|--|---|
| 5 | Espace mince permettant la visualisation de l'ensemble du système racinaire | Descente des racines dans la couche de terre très difficile | Suivi sur 10 jours de 3 rhizobox dont les racines ne parvenaient pas à s'implanter |
| 10 | Espace toujours suffisamment mince pour avoir un bon aperçu du système racinaire | Difficulté d'implantation des racines et de stabilisation du plant au sommet | Mise en place de 12 rhizobox suivies (pendant 2 mois) |
| 15 | Plus d'espace pour la pénétration des racines | Besoin de stabilisation du plant Moins de visibilité du système racinaire et des ravageurs (symphytes) | Mise en place d'une rhizobox en essai, implantation réussie des racines |
| 45 | Implantation du plant directement dans la terre, pas besoin de stabilisation | Croissance plus lente Seule la partie des racines le long de la vitre sont visibles | Mise en place de deux rhizobox suivies (pendant 2 mois) |

Douze rhizobox de 10 mm d'épaisseur ont donc été mises en place, ainsi que deux essais de rhizobox de 45 mm d'épaisseur.

La croissance dans les rhizobox plus épaisses a été plus lente et les racines moins visibles. Un degré d'inclinaison plus fort est peut-être à expérimenter. En revanche, le plant est plus stable et présente moins de risque de bouger lors des déplacements pour les observations et relevés de croissance.

Sur les 12 rhizobox de 10 mm d'épaisseur, 9 plants ont développé des racines. La majeure partie du système racinaire est visible, que ce soit sur une plaque en verre ou l'autre. Cependant, la manipulation est délicate et un accrochage entraîne vite un déplacement des racines et un décalage dans le dessin de suivi. L'usage de plants avec de moins grandes feuilles permettrait également de réduire ce risque.

Les autres plants sont morts car n'ont pas réussi à s'enraciner entre les parois de verre.

Les plants des deux rhizobox de 45mm d'épaisseur ont formé des racines.

2.2 Suivi de croissance

Douze jours après l'implantation des vitroplants et la mise en chambre climacique, les premières racines ont commencé à apparaître le long de la plaque de verre de la rhizobox. L'inclinaison de 30° devait permettre aux racines de se développer davantage sur la plaque où les dessins étaient réalisés mais elles sont également présentes de l'autre côté (Figure 34).

Les racines, une fois apparues, se sont développées rapidement. Les racines principales poussent d'abord de manière verticale (parfois jusqu'à 10 cm en une semaine) puis se ramifient et forment de nombreuses racines fines secondaires, tertiaires et voire quaternaires. La photo ci-dessous montre une rhizobox après deux mois de croissance, dont les racines ont colonisé l'intégralité du milieu. Elles semblent se développer de manière isotrope.



Figure 34 : Racines d'ananas dans la rhizobox deux mois après implantation

Le suivi de la croissance se fait par le dessin hebdomadaire des racines sur une feuille transparente, avec une poursuite du dessin chaque semaine en changeant de couleur (Figure 34). Les numéros indiqués sur le dessin correspondent à la série à laquelle appartient la nouvelle racine formée.

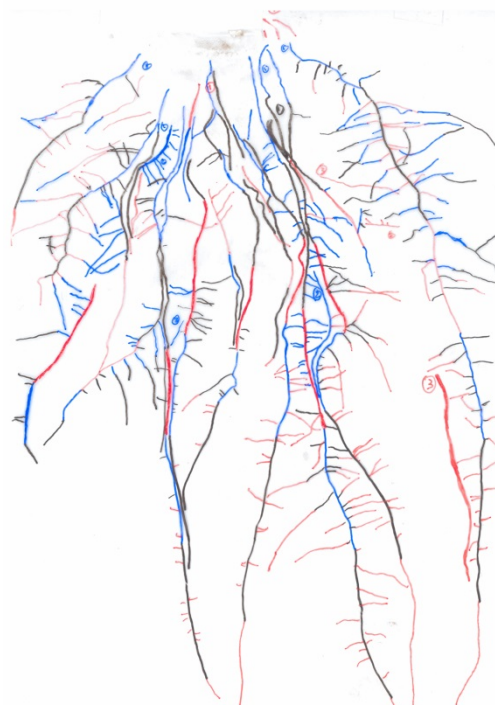


Figure 35 : Exemple de dessins finaux après deux mois de suivi

Ces dessins n'ont pas pu être analysés avec le logiciel prévu, RhizoDigit (CIRAD). Il nécessite une table à digitaliser pour « scanner » les racines manuellement, une par une, en les redessinant sur ordinateur. Il permet ainsi de saisir les racines date par date, en indiquant leur diamètre moyen, leur niveau de ramification, de réitération et éventuellement d'autres indications ponctuelles (trace d'attaque, mort, etc.). Une fois l'ensemble du rhizotrons intégré, le logiciel met en place une base de données indiquant les informations saisies pour chaque racine ainsi qu'un calcul de leur longueur totale, croissance journalière etc. Ce traitement pourra être fait une fois le matériel disponible afin de comparer la croissance des différentes modalités mises en place.

En attendant, l'utilisation du logiciel Ananlyra (CIRAD) permet un retraitement d'image aboutissant à la longueur racinaire totale (estimation par la méthode de la grille de Newman Tennant).

2.3 Suivi des bioagresseurs

L'objectif des rhizobox est une étude de la dynamique des populations de bioagresseurs et de leurs impacts sur le développement du système racinaire. Une inoculation des symphytes et nématodes a donc permis de tester leur survie dans un milieu modifié pour poursuivre sur de nouvelles expériences par la suite.



Les symphyles (**Erreur ! Source du renvoi introuvable.**) ont été inoculés le 3 juin, lorsque les racines étaient bien implantées (jusqu'à la moitié de la rhizobox). Le milieu semble leur convenir puisqu'elles se déplacent aisément à l'intérieur, de haut en bas. Elles peuvent donc circuler entre les fissures, comme le montre la photo ci-contre. De plus, il semble que des juvéniles se soient développés, montrant une réelle adaptation.

Figure 36 : Déplacement des symphyles dans les fissures et apparition de juvéniles

Un comptage du nombre de symphyles présents ainsi que du nombre de juvéniles pourra, en fin de manipulation, donner une idée plus précise de leur adaptation dans le milieu.

Entre 30 et 40 symphyles ont été inoculées par rhizobox. Les racines quant à elles avaient déjà grandi jusqu'à la moitié de la rhizobox, d'où une quantité importante de racines présentes. La visualisation des impacts de l'attaque des symphyles aurait nécessité plus de temps de suivi et éventuellement une inoculation plus précoce, lorsque les racines ne colonisent qu'un quart de la rhizobox. Si celles-ci sont moins nombreuses, la plante est endommagée plus rapidement et plus intensément. L'impact est donc plus évident à observer. Les différentes photos ci-dessous (Figure 38, Figure 39, **Erreur ! Source du renvoi introuvable.**) montrent les symphyles en interaction avec les racines. Elles semblent notamment manger l'apex racinaire et les poils absorbants.

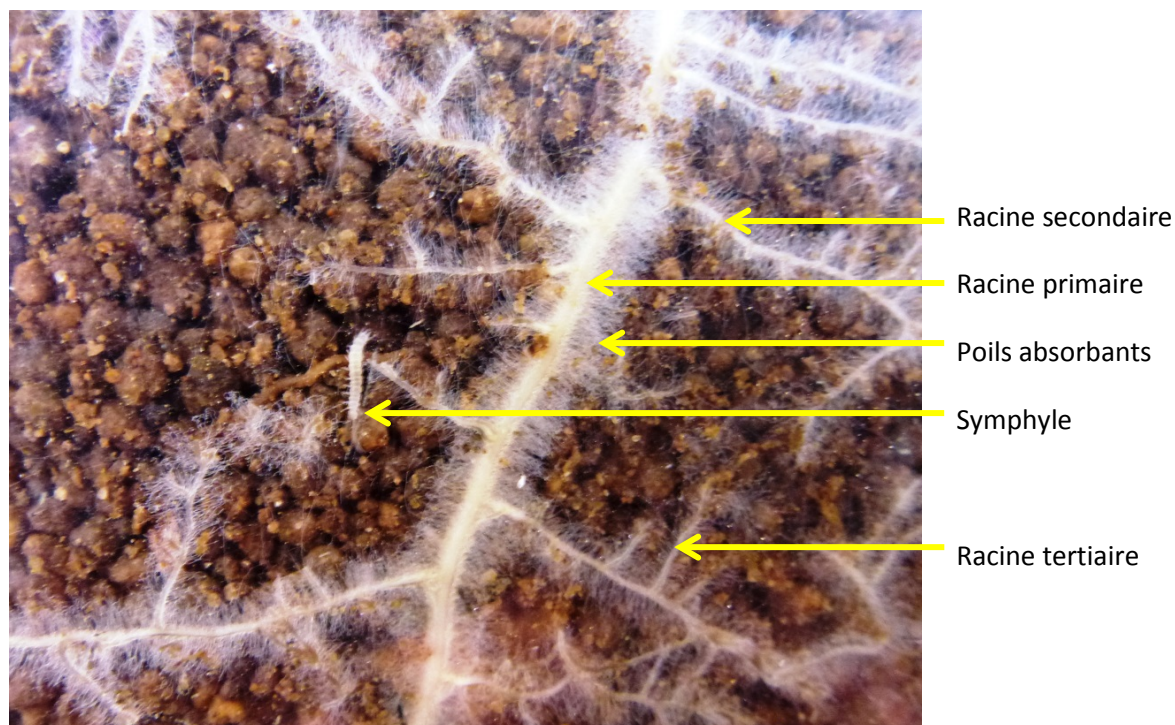


Figure 37 : Symphyle se déplaçant parmi les racines

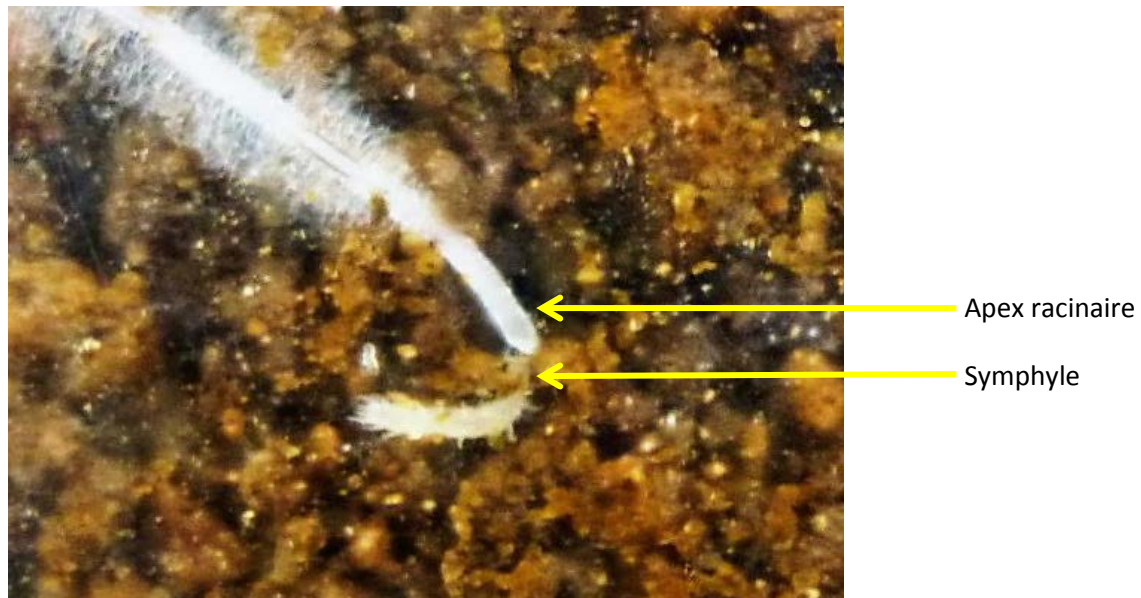


Figure 38 : Symphyle grignotant l'apex racinaire

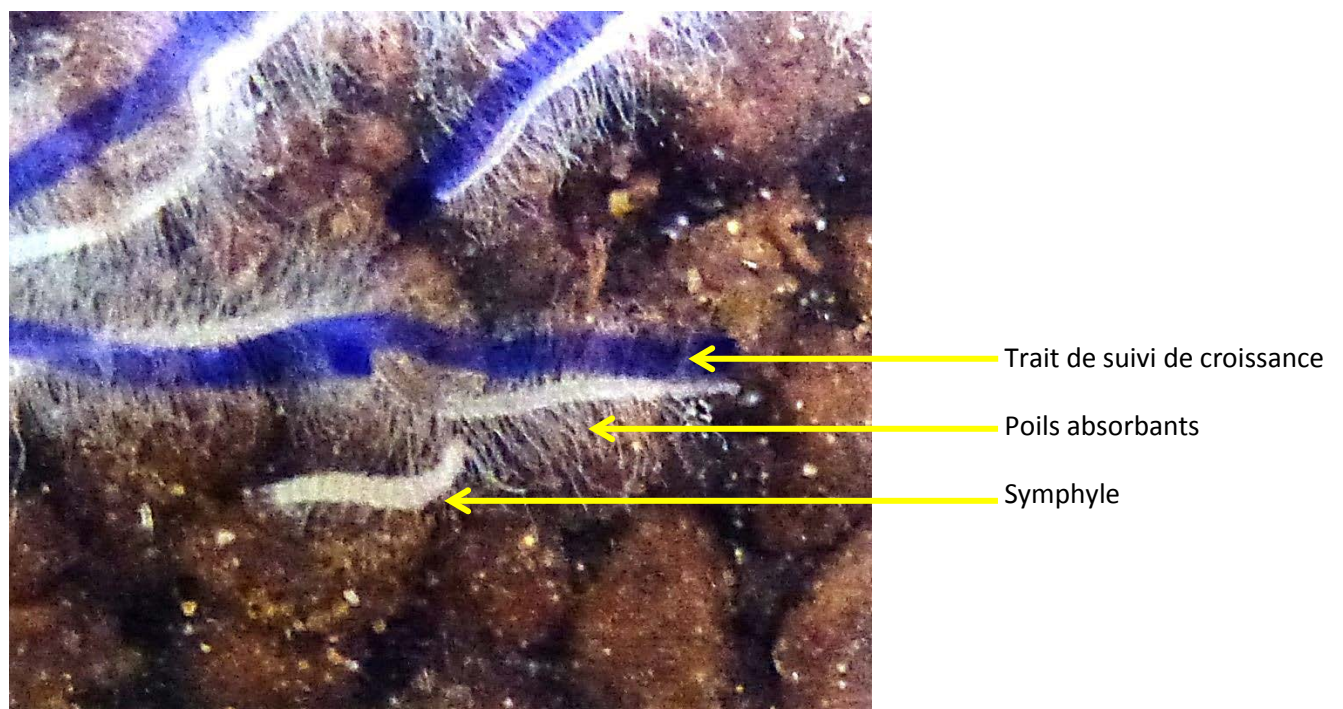


Figure 39 : Symphyle « broutant » les poils absorbants

Les résultats présentés ici ne sont tirés que d'observations mais permettent de savoir que le système fonctionne et par la suite de l'améliorer et de mettre en place des expérimentations plus cadrées.

Les principales pistes d'amélioration reposent sur les plants utilisés : ces vitroplants étaient déjà âgés et avaient eu une période de carence en nutriments, ce qui les avait déjà stressés auparavant. De plus, 90% de leurs racines leur ont été retirées lors de l'implantation, d'où un stress supplémentaire. L'usage de vitroplants plus jeunes, dont les feuilles sont moins grandes permettrait une manipulation des rhizobox plus facile et un stress moins important lors de la sélection des racines. Par contre, les racines doivent être suffisamment développées et solides pour qu'elles puissent être glissées entre les deux plaques de verre lors de l'implantation.

Concernant les bioagresseurs, ils ont été implantés trop tard par rapport à la croissance racinaire. Il serait intéressant de tester une inoculation une semaine après l'apparition de racine, voire implanter le plant dans une rhizobox déjà inoculée.

Un système pour garantir la stabilité du plant est également à travailler. Des tuteurs avaient été utilisés dans cette étude mais ne suffisaient parfois pas.

DISCUSSION

Un certain nombre d'avantages et de limites des deux méthodes complémentaires utilisées (grille d'impacts et rhizobox) sont présentés ici, ainsi que leurs applications directes. Quelques pistes possibles de développement pour optimiser leur utilisation sont également évoquées.

1 Extraction racinaire et modèle

1.1 La densité racinaire : une référence d'étude

Le modèle est basé sur les mesures de densité de longueur racinaire (RLD) dans le sol. C'est généralement une mesure de référence pour avoir un premier aperçu du système racinaire. Cependant, la RLD présente une grande variabilité dans les données et un nombre important d'échantillons est nécessaire pour en déterminer une moyenne fiable et réaliser des traitements statistiques solides. Les moyennes réalisées supposent une distribution uniforme dans chaque horizon (Logsdon & Allmaras, 1991). Cependant, ce n'est pas le cas ici et la distribution racinaire repose plutôt sur les effets rangs, la concentration de la croissance dans les pores existants, les effets du labour, engendrant ainsi des concentrations de racines inégalement réparties. Cette concentration n'affecte pas seulement la représentativité de l'échantillonnage mais influence également la capacité d'absorption en eau et en éléments minéraux. Les zones de concentration sont un lieu de compétition entre les racines alors que d'autres zones du sol restent inexplorées. De plus, aucune des techniques d'évaluation de densité racinaire n'est pleinement satisfaisante : lors des extractions des racines de l'échantillon de sol, jusqu'à un tiers des racines fines peuvent être perdues (Van Noordwijk & al., 1987, p. 159).

1.2 Des répétitions variant selon le contexte agropédologique

Les différences de tassement du sol et la présence d'éléments grossiers sont à prendre en compte puisqu'en partie responsables de la variabilité des données. Le système racinaire de l'ananas est fragile et particulièrement sensible à tout changement de compaction. Les racines vont donc dévier leur trajectoire et modifier leur orientation en fonction de ces paramètres. Ce point explique les valeurs parfois aberrantes d'indice d'anisotropie ou d'orientation préférentielle obtenus : le milieu dans lequel se développe le système racinaire n'étant pas homogène, les racines ne peuvent pas s'orienter de manière aléatoire et dévient leur trajectoire selon les obstacles physiques du sol. L'analyse de l'anisotropie et sa représentation graphique contribuent donc à poser un diagnostic agronomique à partir d'observation des profils racinaires. Les profils réalisés sur la première localisation montrent par exemple une forte compaction à 30-40 cm de profondeur due au travail du sol qui limite toute exploration racinaire.

En l'absence d'obstacle, la profondeur ne semble pas être un facteur déterminant dans l'orientation des racines : celle-ci est homogène sur l'ensemble des profils étudiés. Cependant, on observe peu de

racines en profondeur, et notamment peu de grosses racines. Les résultats obtenus dans ce cas sont plutôt à considérer comme des indicateurs de tendance générale.

1.3 Méthode de prélèvement de cube : une alternative aux monolithes

La méthode de prélèvement de cubes de sol, comparée à un prélèvement de sol intégral (monolithes) ensuite découpé en tranches, présente une économie de temps et de moyens évidente.

Le comptage du nombre d'impacts sur chaque face permet de déterminer une éventuelle orientation préférentielle des racines. La méthode, basée sur le ratio RLD/Ni, semble prouvée et efficace puisqu'elle a conduit à la mise en place de modèles de développement racinaire sur plusieurs cultures : riz (Dusserre, 2012), maïs (Chopart & Siband, 1999), canne à sucre (Chopart A. L., 2012)...

Cependant, comme évoqué précédemment (Contexte et Problématique, 3.3.2, Limites de la méthode), Logson & Allmaras (1991) mettent en évidence la variation du ratio RLD/Ni selon la ramification des racines. Le degré de ramification ou plus précisément l'écart entre chaque ramification résulte en un nombre d'intersections avec le plan fortement variable. La tortuosité des racines d'ananas ne fait que renforcer ce risque de mauvaise estimation.

De plus, les racines fines, particulièrement dans le cas de l'ananas, sont difficiles à repérer sur le terrain. Par exemple, lorsque les plants sont attaqués par les symphytes, les diamètres des racines fines n'excèdent pas 0,3 mm. De plus, la réaction de la plante à une attaque tellurique (nématodes), particulièrement la variété MD2, se caractérise par un accroissement de la production de racines fines (Soler & al., 2011). Selon la texture du sol les racines fines peuvent également être recouvertes et difficiles à voir ce qui fausse les comptages. Une loupe, ou le dégagement du profil par un jet d'eau (non destructif) pourraient peut-être améliorer la visibilité. Enfin, il est nécessaire pour l'observation de ces racines, que les yeux de l'observateur puissent être face au profil et non au-dessus.

Seul un tiers voire un huitième des racines réellement présentes sont dénombrées sur un profil racinaire, comme discuté par Begough (1992). En conséquence, même avec un système racinaire isotrope, le ratio RLD/Ni peut ne pas être précisément égal à deux.

1.4 Modèle de passage RLD/Ni

Le modèle retenu ($RLD = Ni \times CO \times CE$) associe un coefficient constant lié à la géométrie des racines ($CO=2$ en cas d'isotropie) ainsi qu'un coefficient expérimental (CE) aux alentours de deux pour les racines fines. Il propose une prédiction satisfaisante de la RLD à partir du nombre d'impacts sur les faces verticales (longitudinales et transversales) mais également à partir du nombre d'impacts sur la face horizontale, afin de pouvoir exploiter les résultats de profils racinaires horizontaux et verticaux. Comme l'ont montré les résultats, le système racinaire de l'ananas a une orientation proche de l'isotropie. De ce fait, la relation empirique entre RLD et Niv se rapproche des résultats obtenus par le modèle géométrique et permet d'établir un modèle de passage simple et relativement précis. Le calcul du modèle géométrique était cependant nécessaire dans un premier temps pour confirmer l'adéquation avec la relation empirique.

La robustesse de ce modèle doit être renforcée par d'autres relevés terrain avec des paramètres différents : sol meuble en profondeur, itinéraire technique différent (précédent, apports d'intrants, travail du sol...), altitude, âge des plants *et cætera*.

Les expérimentations menées, que ce soit pour le comptage d'impacts ou l'extraction racinaire sont lourdes et requièrent beaucoup de temps. Il faut accepter de travailler dans une certaine incertitude liée aux conditions d'exploration *in situ* et à la difficulté de travailler avec des racines dont le diamètre n'excède pas 0,5 mm. Le modèle permet donc une tendance globale de l'orientation « normale » du système racinaire mais reste variable selon les conditions de la parcelle (sol, apports en nutriments, zone de compaction, itinéraire technique...).

2 Cartographies via Racine² (CIRAD)

2.1 Un outil pour renforcer le diagnostic de la parcelle

Le modèle permet de passer du nombre d'impacts sur un profil de sol à une densité racinaire, différenciant les racines grosses et fines, et un volume de sol exploré. Dans le cas d'une parcelle infestée de bioagresseurs, ces éléments contribueront à déterminer indirectement le taux d'infestation, en complément des autres outils de diagnostic, mais surtout l'impact sanitaire de ces ravageurs sur le plant. Les cartographies des racines endommagées peuvent illustrer ces dégâts et donner une image de la dynamique d'attaque des populations si les observations sont réalisées à plusieurs dates. La technique de cartographie racinaire est en effet adaptée pour mesurer la distribution spatiale de racines individuelles, de préférence si elles sont facilement visibles. Elle donne donc une image des zones explorées ou non par les racines et rend compte par exemple de l'effet améliorant de certaines pratiques culturales (ou l'inverse). La représentativité des observations d'impacts est toutefois relative, sachant que comme pour les cubes, seul un huitième des racines présentes sur un profil sont dénombrées d'après Begough (1992). L'effet des ravageurs est donc visible par comparaison entre deux profils, de plants sain et infesté, puisque le degré d'erreur dans le comptage est le même.

De plus, l'hétérogénéité de répartition des populations de ravageurs dans la parcelle, et la variation de l'infestation selon les conditions climatiques compliquent l'estimation de cette population à un instant *t*. La méthode de comptage d'impacts sur les grilles présente ici sa limite : pour diagnostiquer un plant infesté, il faut parvenir à localiser précisément le foyer d'infestation, variant de quatre à six mètres de largeur. Le plant choisi ne sera donc pas forcément infesté et le diagnostic peut ainsi être faussé. Avant l'utilisation de la grille, des cartes de densité de populations de ravageurs (cf. Contexte et Problématique, Figure 3) doivent être mises en place pour être sûr du niveau d'infestation du plant sur lequel le profil racinaire est réalisé.

L'importance des symptômes rencontrés sur le plant, par arrachage du plant, (balai de sorcière, forte émission de racines fines...) a également son utilité dans le diagnostic. Les observations permettent de déduire la présence de ravageurs et la durée de leur attaque. Ainsi, la méthode mise au point, accompagnée des outils déjà existants, renforce la fiabilité du diagnostic de l'état sanitaire de la parcelle et des dégâts réalisés par les bioagresseurs.

2.2 Disposition des racines et conséquences sur l'absorption de nutriments

La cartographie réalisée avec le logiciel Racine² montre que les racines « fines » (diamètre inférieur à 0,5 mm) présentent une densité largement supérieure à celles des racines « grosses », et se situent majoritairement en surface du sol. Ces constats confirment donc ce que l'on peut trouver dans la littérature : le système racinaire épiphytique de l'ananas a un caractère superficiel et assure l'ancrage de la plante dans le sol. Cependant, les pratiques culturales observées renforcent ce caractère superficiel jusqu'à le transformer en une faiblesse de la plante (fragilité due à la faible profondeur d'enracinement).

La fonction d'ancrage est donc ici assurée grâce à l'intensité de présence des racines dans cette zone. L'absorption de nutriments essentiels à la plante ne se fait que sur un volume réduit mais intensément exploré. Le dispositif d'apport en intrants est pour partie responsable de cette disposition : ils sont appliqués directement sur le billon, au pied des plants, ce qui ne force pas les racines à aller plus profondément. De même, la pratique culturale d'un labour peu profond et d'un sol compact sous le billon ne permet pas à la plante de se développer sur les 85 cm de profondeur auxquels elle accède normalement facilement selon la littérature (Py & Lacoëuilhe, 1984).

Cette concentration des racines sur un faible volume de sol réduit non seulement le volume exploré, donc utile en termes de captage d'éléments minéraux, mais renforce également le potentiel de dégradation des racines par les ravageurs. En effet, si le système était réparti sur un plus important volume de sol, les impacts seraient dispersés et la plante aurait plus de chance d'y apporter une réponse. A l'inverse, si les racines ne s'étendent que dans un faible volume, lorsque les ravageurs s'approchent du plant ils ont facilement accès, en termes de distance, à l'ensemble du système racinaire.

Les pratiques culturales ont récemment été remises en cause par l'interdiction de l'utilisation de nombreux pesticides. L'ananas pouvant également s'alimenter par les feuilles, une importante partie des intrants est apportée par pulvérisation dans la rosette des feuilles, le sol n'étant alors utilisé qu'en tant que support. Cependant, ce système ne semble pas durable et une amélioration biophysique du sol permettrait à la plante de se développer d'avantage, d'être plus vigoureuse et d'exprimer au mieux ses potentialités. De ce fait, la plante serait plus résistante et l'attaque des ravageurs n'aurait pas un impact aussi fort sur son état sanitaire. Indirectement, cela diminuerait le besoin en produits phytosanitaires et améliorerait la durabilité des pratiques. L'itinéraire technique est donc à retravailler pour fournir à la plante un support facilitant son développement et contribuant davantage à son alimentation, de manière autonome. Les plantes de service comme les crotalaires (*Crotalaria spp.*) ou bracharia (*Bracharia spp.*) ont fait leur preuve en tant qu'outil d'amélioration du sol. Elles contribuent également à l'assainissement du sol face aux ravageurs telluriques (nématodes), bien que bracharia renforce la présence de symphytes.

2.3 Outil de communication

Les cartographies racinaires représentent par ailleurs un outil parlant pour la communication aux producteurs. Elles peuvent être utilisées par exemple pour illustrer l'impact du travail du sol : dans le cas étudié, l'horizon inférieur présentait une semelle de labour qui limitait clairement l'enracinement. Il est facile de le prouver en superposant la cartographie et la photo où l'on voit que le front racinaire suit la semelle de labour. Le taux d'exploration est alors diminué, d'où une autonomie moins importante de la plante. Cela a pour conséquence directe une mauvaise résistance aux périodes difficiles et une nécessité d'apporter plus de nutriments.

La solution dans ce cas peut par exemple être le système de rotation avec les crotalaires : celles-ci, avec leur système racinaire pivotant, peuvent créer davantage de porosité dans le sol et permettre la pénétration des racines d'ananas par la suite. La comparaison entre les deux systèmes racinaires (avec un précédent crotalaires et sans précédent crotalaires) sera parlante sur les cartographies.

3 Rhizobox

3.1 Un complément, en conditions contrôlées, des observations en plein champ

Les rhizobox permettent l'observation du système racinaire et de son développement en temps réel. Malgré des conditions de croissance dans un milieu artificiel et perturbant, les racines ont un développement somme toute comparable à celui observable en conditions réelles (Bonzon & Picard, 1969). Les résultats (avec une dynamique dans le temps) sous forme d'un dessin du système racinaire n'impliquent aucune extraction ni comptage d'impacts et diminuent donc les sources d'erreurs vues précédemment. L'analyse de ces résultats pourrait donc servir de comparaison entre l'orientation racinaire déterminée à partir des échantillons en conditions naturelles mais potentiellement perturbés (éléments grossiers, compaction) et celle observée dans ce milieu adapté à la pénétration racinaire, tout en gardant à l'esprit que les rhizobox sont un milieu très perturbé. Les résultats obtenus renseignent également sur la vitesse de croissance, les différents types de racines formées, les réitérations et les arrêts de croissance.

Les minirhizotrons de manière plus générale permettent d'obtenir des informations complémentaires sur la croissance en temps réelle et sur le taux de mortalité, ainsi que sur le turnover racinaire. Les difficultés méthodologiques de séparation des racines fines vivantes et mortes sont évitées puisqu'il est possible de suivre directement leur évolution. Les minirhizotrons rendent donc possible le suivi de la dynamique racinaire (longueur racinaire, mortalité et longévité).

Comme le conclut Grabarnik dans son article sur les propriétés géométriques des systèmes racinaires de maïs, «*The complex and variable morphology of root systems in various environments makes it difficult to extract universal rules for sampling. **Modelling and experimental approaches should be used to complement each other.** The modelling approach allows very detailed analysis of an explicit, but imperfect, approximation of a root system. In contrast, the experimental approach*

investigates the unknown structure of real root systems, but in a relatively crude and limited way » (Grabarnik & Bengough, 1998).

3.2 Adaptation de la technique au sujet d'étude

La mise au point du système dépend des objectifs souhaités.

Pour que l'ensemble du système racinaire soit visible, il était nécessaire de faire une rhizobox la plus fine possible, malgré les difficultés de stabilisation du plant. 0,5 mm entre les deux plaques était trop faible pour que les racines puissent pénétrer. En revanche, un centimètre d'épaisseur permet un taux de reprise satisfaisant. Les plants utilisés pour l'expérience étaient déjà âgés et développés. L'usage de plants plus petits permettrait sans doute une stabilisation plus facile au sommet de la rhizobox, et éventuellement de tailler le pivot en pointe afin qu'il pénètre directement entre les deux plaques.

L'épaisseur de la rhizobox dépend aussi de la durée de l'expérience souhaitée : en deux mois, une rhizobox d'un centimètre de large et de 30 de profondeur était entièrement colonisée par le système racinaire, alors que les rhizobox d'une épaisseur de 45 mm ne sont colonisées qu'à la moitié.

Concernant la couche mince de sol, le point essentiel était de trouver un compromis de tassement et de taille des agrégats pour permettre à la fois un bon enracinement, qui requiert de la terre fine, et un déplacement possible des symphytes qui nécessite une bonne porosité. Le mélange mis au point semble convenir pour les deux, si le remplissage de la rhizobox se fait à plat, avec un tassement minimal et une répartition homogène de la terre fine.

L'humidification de la rhizobox, par un système de mèches qui permettent la diffusion de l'eau par le bas de la rhizobox fonctionne mais nécessite tout de même un arrosage régulier de la surface, surtout lors de l'implantation des plants. Des essais pourraient être réalisés avec un autre tissu ou en mettant davantage de mèches. De plus, une meilleure « fermeture » du haut de la rhizobox éviterait l'évaporation de l'eau en surface.

3.3 Utilisation pour de nouvelles opportunités d'étude

Le système ouvre sur de nouvelles expérimentations en milieu contrôlé portant sur le développement racinaire et les réponses de la plante à une perturbation ou un stress.

Dans l'étude des dégâts réalisés par les ravageurs, les résultats fournis (vitesse de croissance, niveau de réitération, type de racines) sont autant de points de comparaison entre un système racinaire sain et des systèmes racinaires endommagés par symphytes et/ou nématodes. Les rhizobox renseignent également sur les parties du système racinaire attaqué par les ravageurs (ensemble du système, apex, poils absorbants...). En effet, les actions des différents ravageurs sur la plante diffèrent : les symphytes « brouttent » davantage les poils absorbants et apex racinaires, alors que les nématodes s'implantent sur l'ensemble des racines. La réponse de la plante ne sera potentiellement pas la même selon l'attaque. De plus, il pourrait être possible de stopper l'attaque des ravageurs une fois les racines atteintes, en noyant la rhizobox quelques minutes pour se débarrasser des symphytes, en veillant à ne pas asphyxier les racines, ou en appliquant une légère dose de nématicides pour se débarrasser des deux espèces. Ainsi, la réponse de la plante aura tout le loisir de s'exprimer.

La mise au point d'expérience avec l'ajout d'un éliciteur, pour développer les défenses naturelles de la plante et en étudier l'impact sur les ravageurs peut être envisagée. Ces expériences jusque-là réalisées en pot aboutissaient simplement à savoir si la population de ravageurs se développait dans le pot ou non mais ne donnait aucun résultat sur la réponse physiologique de la plante.

Les rhizobox plus épaisses ont quant à elles d'autres utilités dont une échelle temporelle plus longue puisque les racines les colonisent plus lentement. Par exemple, elles peuvent servir à observer le turnover racinaire, entre les deux flush racinaires, afin de voir s'il y a un renouvellement de racines ou si ce sont les mêmes qui subsistent durant cette période. Une étude (Soler & al., 2007) s'intéresse à la variation en termes de poids et de nombre de racines mais n'appréhende pas la disparition et l'apparition de nouvelles racines.

Les minirhizotrons, et plus particulièrement les rhizobox sont des outils qui semblent fonctionner et qui permettent d'envisager la mise en place de nombreuses expériences, tant sur l'étude des interactions plante/pathogènes que sur les défenses naturelles de la plante et sur l'étude de son architecture racinaire.

CONCLUSION

La fragilité du système racinaire de l'ananas ne permet pas d'observations dynamiques des dégâts causés par les parasites telluriques (symphytes et nématodes) par l'usage de méthodes destructrices classiques. L'objectif de l'étude est de contribuer à l'utilisation et à la mise au point de deux méthodes complémentaires de suivi des interactions ananas-pathogènes.

Les méthodes utilisées sont complémentaires dans le sens où une, réalisée en conditions réelles, permet de contribuer au diagnostic, à un instant donné, de l'état sanitaire du plant via l'observation d'un profil racinaire horizontal ou vertical. Le comptage du nombre d'impacts racinaires sur une grille, et l'exploitation des données avec un logiciel paramétré pour les caractéristiques de développement de l'ananas permet d'avoir des résultats significatifs et d'estimer la vigueur d'enracinement via des éléments tels que la densité racinaire, le taux d'exploration du sol...

La seconde méthode, en conditions contrôlées, permet un suivi dynamique des interactions entre les pathogènes et les racines, et une observation directe de la réponse de la plante selon l'attaque subie. Ces méthodes à deux échelles différentes permettent une analyse des dégâts causés par les parasites telluriques dans leur globalité.

Celles-ci semblent toutes deux fonctionner mais demandent toutefois à être validées par plus de répétitions des expériences appliquées. Elles contribueront ensuite au diagnostic de l'état sanitaire de la parcelle en complément des techniques déjà en place : échantillonnage des populations, observations des dégâts par arrachage des plants et autres. Une fois les résultats robustes, ces techniques ouvriront également sur de nombreuses opportunités, tant en matière d'étude plus précise des interactions, des défenses naturelles de la plante, de la dynamique des populations de ravageurs, de l'architecture du système racinaire...

Dans le cadre de la mise en place de systèmes innovants de culture d'ananas, en rotation avec les plantes de service, l'étude des ravageurs telluriques et de leurs impacts sur les plants est essentielle. Elle justifie de l'utilité et de l'efficacité de ces plantes de service comme les crotalaires ou bracharia, en tant que plante assainissante et éventuellement en tant qu'outil de structuration du sol.

L'étude de profils racinaires permet quant à elle d'appréhender les défauts des itinéraires culturaux. Enfin, les cartographies racinaires sont un outil « parlant » pour la communication auprès des producteurs des résultats obtenus et des solutions proposées. Elles illustrent l'importance des pratiques culturales dans la répartition des racines dans le sol et mettent en évidence leurs défauts. L'amélioration de ces pratiques et de la biophysique du sol contribuent à terme à un meilleur enracinement de la plante et un renforcement de sa résistance naturelle qui contribue à une lutte durable contre les ravageurs.

BIBLIOGRAPHIE

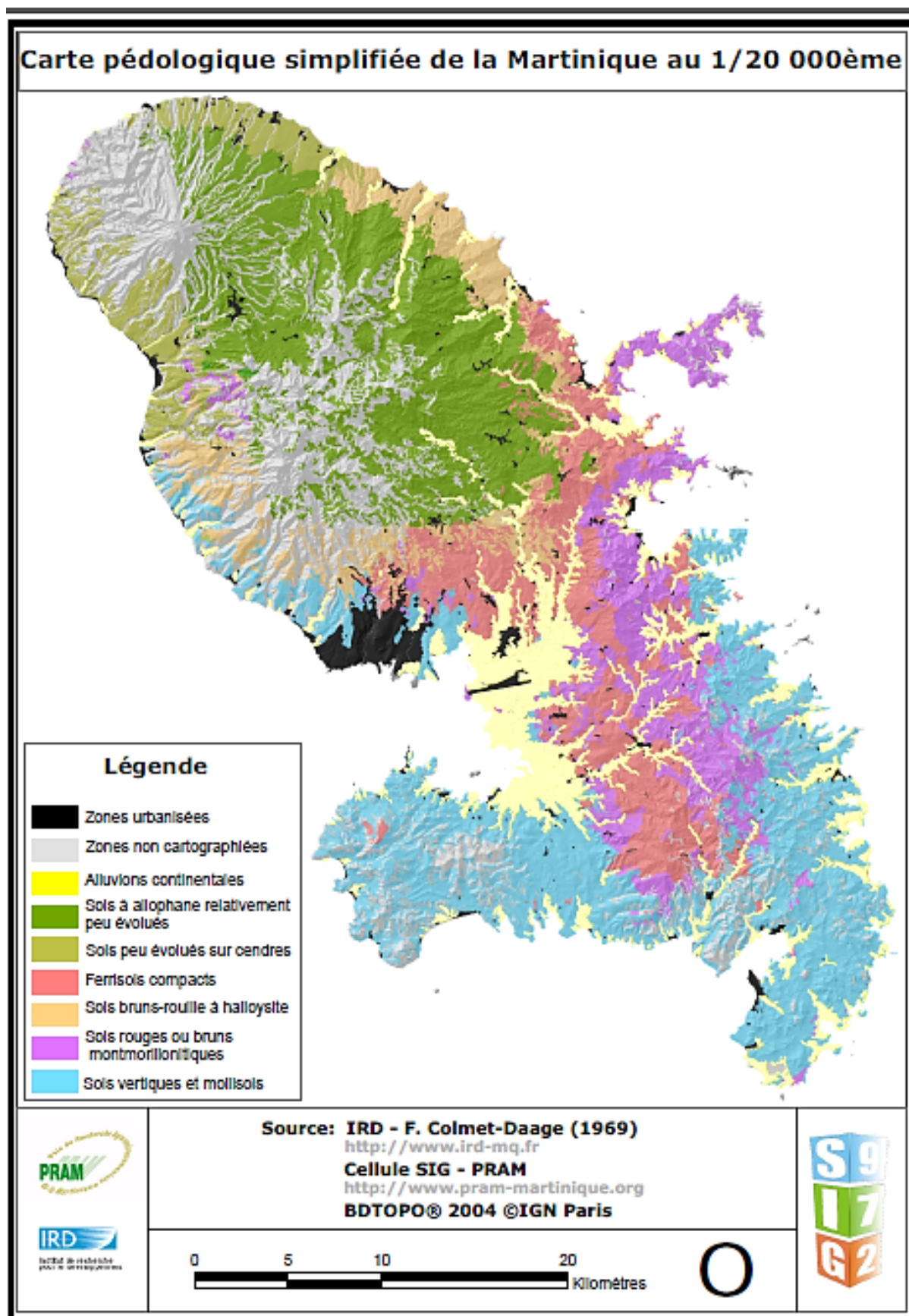
- Azevedo M.C.B., **Chopart J.L.**, Medina de Conti C. 2011. Sugarcane root length density and distribution from root intersection counting on a trench-profile. **Sci. Agric.**, v.68, 1, 94-101.
- Bonzon & Picard. (1969). *Matériel et méthodes pour l'étude de la croissance et du développement en pleine terre des systèmes racinaires*. ORSTOM.
- Van Noordwijk & al. (2000). *Roots methods: A handbook*. p. 220, publié par A.L. Smit.
- Agreste. (2009). *Agreste, la statistique, l'évaluation et la prospective agricole*. Récupéré sur Ministère de l'agriculture, de l'agroalimentaire et de la forêt: <http://agreste.agriculture.gouv.fr/en-region/martinique/>
- Agreste. (2010). *Agreste, la statistique, l'évaluation et la prospective agricole*. Récupéré sur Ministère de l'agriculture, de l'agroalimentaire et de la forêt: <http://agreste.agriculture.gouv.fr/en-region/martinique/>
- Bartholomew & Swete Kely . (1993). *Pineapple pests and disorders*. Brisbane: Queensland department of primary industries.
- C. Py, J. L. (1984). *L'ananas; sa culture, ses produits*. Techniques Agricoles et productions tropicales.
- Chopart, & Siband. (1999). *Development and validation of a model to describe root length density of maize from root counts on soil profiles*. Plant and Soil 214.
- Chopart, A. L. (2012). *Functional Relationship Between Sugarcane Root Biomass and length for cropping system applications*. Sugar Tech.
- CIOM, C. I. (2009). *Mesures du CIOM déclinées par territoire*. Paris.
- CIRAD. (2013). Consulté le mai 2013, sur Cirad, la recherche agronomique pour le développement: www.cirad.fr
- CIRAD, Fruitrop. (2012). Ananas. *Fruitrop*, 64.
- Colmet-Daage F. & Lagache P. (1965). *Caractéristiques de quelques groupes de sols dérivés de roches volcaniques aux Antilles françaises*. Publications Antilles 1965-1974.
- D.L. Coyne, J. N.-C. (2012). *Les nématodes des plantes: un guide pratique des techniques de terrain et de laboratoire*. IITA (Institut International d'Agriculture Tropicale) et CIMMYT (International Maize and Wheat Improvement Center) .
- D.P. Bartholomew, R. P. (2003). *The pineapple; Botany, production and uses*. University of Hawaii at Ma,oa, Honolulu, USA: CABI publishing.
- Dusserre, C. D. (2012). *Upland rice production under conservation agriculture cropping systems in cold conditions of tropical highlands*. Field Crops Research 138.

- e-phy.agriculture.gouv, M. d. (s.d.). *e-phy.agriculture.gouv*. Consulté le Février 2013, sur <http://e-phy.agriculture.gouv.fr/spe/8700737-11024.htm>
- FEADER. (2007). *Programme de développement rural régional*. Région Martinique.
- Grabarnik, P., & Bengough. (1998). *Geometrical properties of simulated maize root systems: consequences for length density and intersection density*. Plant and soil 2000.
- Kehe, M. (1979). *Résultats d'expérimentation (essai 003-06)*. Document IRFA.
- Krauss, B. H. (1948). *Anatomy of the vegetative organs of the pineapple, Ananas comosus L. Merr. II The leaf*.
- Logsdon & Allmaras. (1991). *Maiz and soybean root clusterind as indicated by root mapping*. Agricultural research service, University of Minnesota: Plant Soil 131.
- Meteo France. (2013). *Bulletin Climatique anuel*. Consulté le 2013, sur Meteo France Antilles Guyanes: <http://www.meteo.gp/Climat/index.php>
- Neumann, T. S. (2009). *Strategies and methods for studying the rhizosphere - the plant science toolbox*. Springer Science + Business media.
- PIP, (. I. (Mars 2009). *Itinéraire technique Ananas Cayenne Ananas comosus*. Brussel: Groupe des Etats ACP et Commission Européenne.
- Py, & J.J. Lacoeyllhe, C. T. (1984). *L'ananas; sa culture, ses produits*. Techniques Agricoles et productions tropicales.
- Ravoof, A. (1973). *Effects of root temperatures ad nitrogen carriers on nutrient uptake, growth, and composition if pineapple plants, Ananas comosus (L.)*. Manoa, Honolulu, Hawaiï: Mer. PhD dissertation, University of Hawaiï.
- Ricaud, H. e. (1978). *Croissance et développement des racines d'ananas en relation avec les propriétés physiques du milieu liées aux différentes techniques de travail du sol*. Côte d'Ivoire: ORSTOM.
- Sanford, W. (1962). *Better crops plant food*. Pineapple crop log-concept and development (46, 32-43).
- Soler & al. (2007). *How to evaluate the resistance or tolerance of pineapple varieties to nematodes?* Proceedings of the Sixth international pineapple symposium.
- Soler, & al. (2011). *Development and evaluation of a new method forsampling and monitoring the symphyliid population in pineapple*. SCI research article.
- Van Noordwijk & al. (1987). *Roots methods: A handbook*. p. 220, publié par A.L. Smit.
- Vankatapen, C. (2012). *Etude des déterminants géographiques et spatialisation des stocks de carbone des sols de la Martinique*. Thèse en Géographie: Université des Antilles et de la Guyanes, UFR des Lettres et Sciences Humaines; IRD.

TABLE DES ANNEXES

| | |
|---|--------|
| Annexe 1 : Carte pédologique de Martinique | Page 1 |
| Annexe 2 : Echantillon de racines fines d'une longueur totale de 119 cm | Page 2 |

ANNEXE 1 : CARTE PEDOLOGIQUE DE MARTINIQUE



ANNEXE 2 : ÉCHANTILLON DE RACINES FINES D'UNE LONGUEUR TOTALE DE 119 CM



TABLE DES FIGURES

| | |
|--|----|
| Figure 1 : Schéma d'un plant adulte d'ananas dont le fruit est formé Source : Société française d'ethnopharmacologie, http://www.ethnopharmacologia.org | 6 |
| Figure 2 : Phases de développement de la culture d'ananas source : (C. Py, 1984) | 11 |
| Figure 3 : Carte de densité obtenue par le système bait & trap | 16 |
| Figure 4 : Méthode pour tracer un espace de Voronoï et ses subdivisions autour d'un arbre dans un écosystème quelconque Source : Manuel de construction d'équations allométriques pour l'estimation du volume et la biomasse des arbres, CIRAD & FAO, 2012 | 19 |
| Figure 5 : Prédiction de l'influence de la ramification racinaire sur le ratio RLD/Ni Source : (Logsdon & Allmaras, 1991)..... | 21 |
| Figure 6 : Représentation des cubes à trois faces et de leur positionnement sur le profil source : <i>Estimation sugarcane root length density through root mapping and orientation modelling</i> , Chopart, 2008..... | 21 |
| Figure 7 : Positionnement des pieds d'ananas sur la parcelle (dimension en centimètres)..... | 26 |
| Figure 8 : Délimitation de l'espace de Voronoï (réel en jaune et adapté en rouge) autour des plants de référence (vert clair)..... | 27 |
| Figure 9 : Position de la grille dans l'espace Voronoï..... | 28 |
| Figure 10 : Position de la grille dans le profil | 29 |
| Figure 11 : Représentation des cubes à trois faces et de leur positionnement sur le profil source : <i>Estimation sugarcane root length density through root mapping and orientation modelling</i> , Chopart, 2008..... | 30 |
| Figure 12 : Disposition des cubes en profondeur pour le premier relevé | 31 |
| Figure 13 : Echantillon de racines fines et grosses sur une grille de 10x10 cm | 33 |
| Figure 14 : Schéma et échelle (en mm) des différents éléments de la structure de la rhizobox..... | 36 |
| Figure 15 : Schéma explicatif d'une méthode de fixation du plant | 37 |
| Figure 16 : Emplacement des mèches de coton dans la rhizobox | 38 |
| Figure 17 : Réalisation finale de la rhizobox..... | 39 |
| Figure 19 : Orientation des racines selon les différentes catégories | 42 |
| Figure 20 : Comparaison des indices d'orientation préférentielle selon les différentes faces et catégories de racines..... | 43 |
| Figure 21 : RLD des différents profils sur H1 (P I, II et III correspondant aux profils, Rg aux racines grosses et Rf aux racines fines) | 44 |
| Figure 22 : Comparaison de l'orientation préférentielle moyenne sur les différents profils | 44 |
| Figure 23 : Calcul d'une corrélation RLD/ni tenant compte de la profondeur | 45 |
| Figure 24 : Comparaison du modèle géométrique à une relation empirique pour les grosses racines..... | 47 |
| Figure 25 : Comparaison du modèle géométrique à une relation empirique pour les racines fines ... | 48 |
| Figure 26 : Relation empirique entre RLD et nombre d'impacts sur la face horizontale pour les grosses racines | 49 |
| Figure 27 : Relation empirique entre RLD et nombre d'impacts sur la face horizontale pour les racines fines | 49 |
| Figure 28 : Cartographie de densité d'impacts racinaires pour les profils I, II et III des plants en fin de cycle végétatif..... | 50 |

| | |
|---|----|
| Figure 29 : Lien entre la cartographie de RLD et la réalité du profil | 51 |
| Figure 30 : Taux d'exploration appliqué au profil racinaire | 52 |
| Figure 31 : Remplacement de la carte de densité d'exploration racinaire sur le profil | 52 |
| Figure 32 : Taux d'exploration racinaire selon la profondeur sur H1 & H2 (9 mois)..... | 53 |
| Figure 33 : Taux d'exploration racinaire selon la profondeur sur H1 (4 mois)..... | 54 |
| Figure 34 : Comparaison des RLD en conditions de parcelles saines et infestées | 55 |
| Figure 35 : Racines d'ananas dans la rhizobox deux mois après implantation | 57 |
| Figure 36 : Exemple de dessins finaux après deux mois de suivi | 58 |
| Figure 37 : Déplacement des symphytes dans les fissures et apparition de juvéniles..... | 59 |
| Figure 38 : Symphyte se déplaçant parmi les racines..... | 59 |
| Figure 39 : Symphyte grignotant l'apex racinaire..... | 60 |
| Figure 40 : Symphyte « broutant » les poils absorbants | 60 |